UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
TRUJILLO - PERU

Arnaldoa

8(1)

Revista del Museo de Historia Natural

Junio, 2001

UNIVERSIDAD PRIVADA "ANTENOR ORREGO"
TRUJILLO - PERU

El Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo tiene la misión de investigar y dar a conocer la diversidad biológica y cultural del Perú, a objeto de preservar e incrementar la vida.

Arnaldoa 8(1)

Revista del Museo de Historia Natural Jun., 2001

© 2001 - Universidad Antenor Orrego de Trujillo
Derechos Reservados conforme a Ley

El Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo tiene la misión de investigar y dar a conocer la diversidad biológica y cultural del Perú, a objeto de preservar e incrementar la vida.

CARATULA: Fotografia de **Arnaldoa weberbaueri** *(Asteraceae).*
Foto: M.O. Dillon (c)

Diseño, Diagramación e Impresión : GRAFICART S.R.L., Jr. San Martín 375 - Telefax: 297481- Trujillo

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Rector	:	Dr. Guillermo Guerra Cruz
Vicerrector Académico	:	Dr. Carlos Lescano Anadón
Vicerrector Administrativo	:	Dr. José Veneros Chávez

MUSEO DE HISTORIA NATURAL

Director	:	Dr. Abundio Sagástegui Alva
Jefe de Colecciones	:	Blga. Carolina Tellez Alvarado
Técnico	:	Blgo. Mario Zapata Cruz

COMITE EDITOR

Dr. Félix Dávila Gil
Dr. Abundio Sagástegui Alva
Blga. Carolina Tellez Alvarado

EDITORES ASESORES

Dr. Jorge V. Crisci
Museo de La Plata
Paseo del Bosque s/n 1900
La Plata, Argentina
Email:jcrisci@netverk.com.ar

Dr. Michael O.Dillon
The Field Museum
Chicago, IL 60605-2496,U.S.A.
Email:l:mddillon@fmnh.org

Arnaldoa 8(1)

CONTENIDO

7 Distribución geográfica de la microalga ***Dunaliella salina*** Teodoresco (Chlorophyta) en territorio peruano

C.AGUILAR & H. MONTOYA

25 Una nueva especie de ***Critoniopsis*** (Vernonieae: Asteraceae) del Norte de Perú

A. SAGASTEGUI & M.O. DILLON

31 ***Verbesina citrina*** (Heliantheae: Asteraceae), una nueva especie de Cajamarca, Perú.

A. SAGASTEGUI & M. ZAPATA

37 ***Mutisia mandoniana*** (Asteraceae), un nuevo registro para el Perú.

B. LEON

39 ***Ribes viscosum*** Ruiz & Pavón (Grossulariaceae), una especie ecológicamente importante de los Andes del Perú y su sinonimia.

M. WEIGEND & M. BINDER

45 ***Loudetia*** (Poaceae): un nuevo registro para el Perú

H. BELTRAN & M.I. LA TORRE

49 Vegetación y estado de conservación de la Cuenca del Río Ilo - Moquegua, Lomas de Ilo y áreas adyacentes.

M. ARAKAKI & A. CANO

71 Biología floral de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka», ***Mirabilis expansa*** (R.&P.) Standley

M. VALDERRAMA & J. SEMINARIO

87 El mastuerzo: planta ornamental, alimenticia y medicinal

A. VARGAS

93 Comparativo de cultivares de remolacha azucarera en suelos salinos.

J. REYNOSO, S. VALDIVIA, E. LARSEN & J. PINNA

Arnaldoa
8(1): 7 -2 4. 2001

Distribución geográfica de la microalga *Dunaliella salina* Teodoresco, Chlorophyta en territorio peruano

CARLA AGUILAR S.
Centro de Investigación para el Desarrollo de la Acuicultura (AQUA)
C. Salamanca 148, Lima 21, PERU

HAYDEE MONTOYA T.
Museo de Historia Natural «Javier Prado»-UNMSM.
Apartado Postal 140434. Lima 14. PERU

Resumen

La zona costera y parte de la zona sur altoandina del Perú se caracterizan por presentar grandes extensiones territoriales semidesérticas y salitrosas con suelos ricos en sales minerales, con ecosistemas acuáticos hipersalinos. En ellos habitan organismos adaptados a condiciones extremas como el productor primario ***Dunaliella salina***. Se evaluaron lagunas talasohalinas costeras entre Colán, Piura (5° 59'LS) y Lago Muerto, Ica (14° 00'LS) y la laguna altoandina Las Salinas, Arequipa entre los 16° 21'LS y 71° 08'LO. Colectas irregulares de las comunidades planctónicas y bentónicas de ***D. salina*** se realizaron entre 1984 y 1999, siguiendo la metodología estándar y se mantuvieron en el laboratorio en su medio natural y en medio de cultivo Johnson enriquecido para su análisis microscópico. Los ambientes acuáticos hipersalinos de la zona costera colonizados por floraciones de ***D. salina*** fueron: Salinas de Colán y Parachique (Piura), Salinas de Guadalupito (La Libertad), Las Salinas, Casma y Los Chimus (Ancash), Salinas de Huacho, Ventanilla y Chilca (Lima), Lago Muerto y Otuma (Ica). En la zona altoandina sur ***D. salina*** coloniza, la laguna Las Salinas (Arequipa). En la mayoría de los ambientes evaluados, las poblaciones de ***D. salina*** estuvieron asociadas con ***D. viridis*** y otras especies algales (cianofitas y diatomeas) en menor proporción. El rango de salinidad de los ambientes colonizados estuvo entre 35 a 350‰, el pH entre 6 a 9.5 y las temperaturas registradas oscilaron entre 0°C a 37°C. La distribución geográfica de ***D. salina*** se amplía para diversos ecosistemas acuáticos talásicos hipersalinos costeros y altoandino atalásico del territorio nacional.

Abstract

In Perú, the coastal and part of the southern high Andean zones are characterized for their extensive semidesert and brine soils rich in mineral salts with hypersaline aquatic ecosystems. Extreme organisms are adapted to hard conditions, such as the primer produc-

tor ***Dunaliella salina.*** Coastal thalassohaline lagoons between Colán, Piura (5° 59' LS) and lago Muerto (14°00' LS), Ica, and the high Andean athalassohaline lagoon Las Salinas, Arequipa (16° 21'LS and 71°08'LO) were evaluated. Irregular collections were carried out between 1984 and 1999 from planktonic and benthonic communities following the standar methodology. Samples were maintained in their own fresh medium or the enriched Johnson culture medium for microscopic analyses. The hypersaline aquatic ecosystems colonized by ***D. salina*** were: salinas de Colán and Parachique (Piura), Guadalupito (La Libertad), Las Salinas, Casma and Los Chimus (Ancash), Salinas de Huacho,Ventanilla, Chilca (Lima), Lago Muerto and Otuma (Ica) and the high Andean lagoon Las Salinas (Arequipa). Most of the evaluated lagoons and their habitats with ***D.salina*** populations were mainly associated with ***D. viridis,*** and other cyanophytes and diatoms in less proportion. Salinity range of the lagoons were 35 - 350 ‰, pH 6 – 9,5 and temperature records were from 0° to 37°C. The geographic distribution of ***D.salina*** is increased for coastal thalasic hypersaline lagoons and the high Andean thalassohaline lagoon in Peruvian territory.

Introducción

Los lagos salinos del mundo constituyen casi la mitad del volumen total de las aguas lénticas de la superficie continental terrestre. Ellos están presentes en todos los continentes incluyendo a la Antártida y son mas sensibles a los cambios climáticos que los ecosistemas acuáticos de aguas dulces. El Perú, ubicado geográficamente en el neotrópico sudamericano, con una geomorfología diversificada en su territorio posee una gran variedad de ecosistemas acuáticos distribuidos en las cuatro regiones naturales (costa, sierra, selva y las 200 millas marinas). La región costera, caracterizada por ser una estrecha franja semidesértica de suelos ricos en sales minerales principalmente cloruros, presenta la mayor cantidad de ecosistemas acuáticos hipersalinos talásicos (origen hídrico marino), como lagunas y pozas cercanos al litoral. La zona altoandina sur, atravesada por la Cordillera de los Andes, se caracteriza por tener una extensa planicie salitrosa con suelos ricos principalmente en sales de boratos y ecosistemas acuáticos superficiales atalásicos (origen hídrico no marino) (Benavides 1968, Hammer 1986, Williams 1996).

Los estudios florísticos algales de los ecosistemas acuáticos salinos en la región costera y la estimación de su potencial en el Perú son aún limitados, sólo existe referencia de la presencia de algunas especies algales y las condiciones fisico-químicas de las lagunas costeras de Guadalupito, Los Chimus, Villa, Chilca, Las Salinas, Casma, Huacho y Otuma (Maldonado 1943, Chacón 1980, Montoya *et. al.*, 1988, Aguilar 1998, Montoya *et. al.*, 1998). Los estudios florísticos de las microalgas salinas en la zona altoandina sur del territorio peruano son aún más escasos, debido a la ubicación geográfica y las extremas condiciones climáticas de la zona, con datos limnológicos de algunas lagunas y su flora algológica (Löffler 1960, Hegewald & Runke 1981).

El género ***Dunaliella***, con la especie ***D. salina***, considerada un recurso potencialmente comercial para la producción de glicerol y de pigmentos carotenoides, tiene una amplia

distribución mundial en ambientes acuáticos salinos (Teodoresco 1905, Lerche 1937, Massyuk 1973, Brock 1975, Campbell 1978, Borowitzka 1981, Ben-Amotz & Avron 1983, Borowitzka & Borowitzka 1988, Montoya *et. al.*, 1988, Parra *et. al.* 1990, Cifuentes *et. al.*, 1992, Aguilar 1998, Miravalles & Leonardi, 1999). Las poblaciones naturales planctónicas y bentónicas de ***D. salina*** están adaptadas a amplias gradientes de salinidad que van desde < 10‰ hasta aguas saturadas de NaCl (> a 350‰), mientras que en cultivos en laboratorio de ***D. salina*** se mantuvo en un rango de 35‰ a 300‰ de NaCl (Lerche 1937, Loeblich 1969, Aguilar 1998).

La importancia de éstos ecosistemas acuáticos extremos radica en las adaptaciones morfo-fisiológicas de los recursos naturales que albergan, como las floraciones algales de ***D. salina***. La mantención de éstos ecosistemas costeros y altoandinos permitirá la conservación de cepas de ***D. salina*** y su rol trófico en el ciclo de éstos ecosistemas. El objetivo del presente trabajo fue reportar la presencia de las diversas comunidades de ***D. salina***, en lagunas hipersalinas costeras y andinas, extendiendo su distribución geográfica a nivel nacional.

Material y Métodos

La flora microalgal de los ecosistemas acuáticos salinos del territorio Peruano fueron evaluados en forma irregular entre 1984 y 1999. Las lagunas talasohalinas costeras, aproximadamente a nivel del mar, están localizadas de norte a sur como siguen: Salinas de Colán y Parachique en el departamento de Piura; Salinas de Guadalupito en el departamento de La Libertad; Los Chimus, Las Salinas y Casma en el departamento de Ancash; Salinas de Huacho, Ventanilla y Chilca en el departamento de Lima; Salinas de Lago Muerto y Otuma en el departamento de Ica. La laguna atalásica Las Salinas en el departamento de Arequipa, se localiza entre los 4295 y 4300 m.s.n.m.

Los diversos hábitats algales de los ecosistemas acuáticos hipersalinos fueron reconocidos y muestreados según la metodología estándar. Las muestras planctónicas y sumergidas fueron colectadas en frascos directamente del cuerpo de agua y las bentónicas por remoción del substrato algal con agua del medio natural. Las muestras se trasladaron al laboratorio para observación microscópica en fresco. Durante la colecta se registraron parámetros físico-químicos de salinidad (S‰) con un salinómetro óptico American optical T/C, temperatura (T°) con un termómetro de agua con un rango de 0° a 100°C y el pH con varillas Merck indicadoras en los rangos de 5.5 – 10.

Las cepas de ***D. salina*** de las salinas de Colán, Parachique, Casma, Los Chimus y Chilca fueron mantenidas en el laboratorio en cultivos con medio Johnson modificado (Borowitzka & Borowitzka, 1988) con adición de agua de mar (Aguilar, 1998) a 30°±1°C con iluminación continua y luz blanca, provenientes de 8 lámparas fluorescentes de 40 watts cada una. La evaluación taxonómica se realizó empleando la descripción de Teodoresco (1905) y Masjuk (1973).

Resultados

Area de estudio

Los ecosistemas acuáticos hipersalinos, que tipifican ciertas localidades de la zona costera y altoandina sur del Perú, presentan características geomorfológicas diversas influenciadas por la Cordillera de los Andes y las condiciones atmosféricas originadas por la Corriente Peruana de Humbolt (Fig. 1).

Las lagunas costeras talasohalinas de aguas cloruradas, debido al anión dominante proveniente del cloruro de sodio, son comunes en la región del Pacífico Sur en Sudamérica. Ellas constituyen fuente de extracción de sal para consumo humano mediante pozas de evaporación como las que se encuentran en las Salinas de Huacho, Guadalupito, los Chimus y Casma. Estas lagunas, preferentemente en depresiones de terreno calcáreo arenoso son superficiales, de aproximadamente 2.5m de profundidad máxima, sujetas principalmente a continuos cambios climáticos como el evento "El Niño" y con un rango de temperatura anual de 18-37°C.

Las citadas lagunas son alimentadas por aguas subterráneas que ascienden por capilaridad hasta la superficie depositando sales al evaporarse, principalmente cloruro de sodio y sulfato de calcio (yeso) mezclado con arena eólica. Las sales marinas (cíclicas), importantes por los nutrientes que contienen (material alóctono), provienen de diminutas gotas de agua (aerosoles) producidas por el viento de oeste a este. Estas sales, permanecen en la atmósfera al evaporarse el agua y posteriormente son trasladadas al terreno costero por las escasas garúas siendo así, incorporadas a las lagunas costeras.

Los ecosistemas acuáticos hipersalinos altoandinos como la laguna atalásica temporal Las Salinas, presenta aguas superficiales de profundidad promedio de 50 cm, con lecho plano casi uniforme, de fondo arenoso fangoso oscuro. Esta laguna, ubicada entre los 4295 y 4300 m.s.n.m, se encuentra parcialmente parcelada por los lugareños para la extracción principalmente de sales como, borato y cloruro de sodio luego de la evaporación de las aguas de lluvia veraniegas. En época de sequía, entre mayo a octubre (período de estiaje), la evaporación de estos cuerpos de agua, conlleva a la formación de una extensa planicie salar.

Las condiciones físico-químicas de las lagunas distribuidas a lo largo de la costa peruana y la salina altoandina sur, que se extienden sobre terreno semiárido a desértico, se presentan en la Tabla 1.

Distribución de *Dunaliella salina* en lagunas talasohalinas

Salinas de Colán: Conformada por una laguna grande y un conjunto de pequeños cuerpos de agua superficiales a menos de un kilometro de la línea costera, entre la planicie llamada «Tablazos de Paita», en el norte del departamento de Piura. El sistema hídrico que alimenta éste ecosistema es de origen marino. La salinidad varia entre 320‰ hasta la saturación (350‰) y la temperatura del agua fue de 22 a 37°C (julio 97, junio 98). Está colonizada principalmente por ***D. salina*** formando comunidades planctónicas y sumergidas. Se reco**Las**

nocieron poblaciones aisladas de ***D. viridis*** aunque no se observó otros organismos de la flora o fauna acompañante.

Salinas de Parachique: Comprende un conjunto de cuerpos de agua superficiales (0.5-1m.) y temporales aproximadamente a 1.5 km. del mar, ubicada en el desierto de Sechura, provincia y departamento de Piura. Están gobernados por un sistema hídrico de origen marino con salinidades entre 310-320 ‰, temperatura entre 28-32°C y pH 7.1 (mayo 94; julio 99). Estos cuerpos de agua de tonalidad rojo-ladrillo presentaron comunidades planctónicas de ***D. salina.*** En salinidades inferiores (290 ‰), la coloración rosácea del agua evidenció comunidades planctónicas de ***D. salina*** asociadas con ***D. viridis***, bajo las costras de sal que se van acumulando por la evaporación. Durante las épocas de alta irradiación, próximas a la saturación, y temperaturas elevadas (36°C), donde los niveles de agua descienden al máximo por evaporación las comunidades sumergidas de éstas especies forman densas masas mucilaginosas que se diseminan al remover el substrato salino (costras).

Salinas de Guadalupito: Comprende varias lagunas y cuerpos de agua menores que se explotan mediante pozas de evaporación, ubicadas a 10 km del mar, al sur de la provincia de Trujillo, departamento de La Libertad. Están gobernadas por un sistema hídrico proveniente de la napa freática de origen marino y de filtración de aguas del río Santa. Poblaciones de ***D. salina*** desarrollan en un rango de salinidad entre 134-230‰ llegando hasta la saturación, temperaturas entre 25-33°C y pH 6.5-7.5 (junio y noviembre, 95). Las comunidades planctónicas y sumergidas de células libres de ***D. salina*** pueden formar agregados celulares como natas gelatinosas rojizas acumuladas a orillas de las lagunas por efecto del viento (Fig. 2). La dinámica de las poblaciones estacionales se presentaron en las floraciones mixtas de ***D. salina*** y ***D. viridis.*** Se reconocieron diferencias en poblaciones primaverales (33°C) de ***D. salina*** con células pequeñas comparadas con las de mayores dimensiones de fines de otoño (25°C). Sin embargo, éstas poblaciones primaverales con salinidades de 225-230‰ fueron semejantes en dimensiones celulares a las otoñales tardías con menor salinidad como 146‰ (Figs. 3, 6). A fines de otoño existieron diferencias celulares en poblaciones de ***D. salina.*** Células dominantes de ***D.salina*** fueron grandes y elongadas a 196‰ de salinidad (Fig.4) comparadas con las más pequeñas a menores salinidades (146‰) donde además fué codominante con ***D. viridis*** (Fig.6). Poblaciones fenológicamente próximas (primaveral de 225-230‰ y otoñal tardío de 146‰) respondieron prioritariamente a factores de temperatura y salinidad.

Salinas de Los Chimus: Comprende varias lagunas y pozas en depresiones de suelo arenoso, aproximadamente a un kilómetro del mar, ubicadas en la provincia del Santa, departamento de Ancash. El sistema hídrico está gobernado por aguas de origen marino, alcanzando un rango de salinidad entre (209) 305-320‰, temperaturas entre 29-31°C y pH 6-7.5. Las floraciones algales de color rojo-ladrillo, con dominancia de ***D. salina*** fueron frecuentes a altas salinidades 300 –305‰ y pH 6 – 8.5 (Figs. 8-12). Floraciones planctónicas mixtas con ***D. viridis***, durante la estación primaveral (octubre 93) fue evidenciado por el color rosáceo. A menores niveles de salinidad (209 ‰) se presentaron masas mucilaginosas de ***D. salina*** sumergidas en el fondo salitroso de la laguna asociadas con poblaciones del microcrustáceo ***Artemia sp***.

Las Salinas: Comprende una laguna grande y pozas aledañas, ubicadas entre cerros y colinas de las estribaciones occidentales de los Andes Centrales, a 33 Km al sur de la ciudad de Chimbote, provincia del Santa, departamento de Ancash. El sistema hídrico está gobernado por aguas de origen marino, proveniente de la playa Las Salinas, a 300 m de la línea costera. La laguna y pozas presentaron un rango de salinidad entre 35‰ hasta la saturación, (350‰), temperatura entre 18-33°C y pH 6.5-9. Este ecosistema presenta, además, una vegetación halófila circundante a la laguna conformada por ***Salicornia fruticosa*** y ***Batis marítima***. Las comunidades planctónicas de ***D. salina***, se presentan asociadas con ***D. viridis***, cuando la salinidad osciló entre 215-220‰ (marzo 93). En comunidades sumergidas ***D. salina*** se presentó asociada con cianofitas como ***Pleurocapsa enthophysaloides*** y ***Aphanothece halophytica***.

Salinas de Casma: Comprende varias lagunas superficiales y otras pozas de evaporación para la extracción del cloruro de sodio, ubicadas en la provincia del Santa, departamento de Ancash. Están gobernadas por un sistema hídrico de origen marino, yacen sobre un suelo arenoso, aproximadamente a 200 m de la línea costera. Densas comunidades planctónicas, rojo-ladrillo de ***D. salina*** se mantuvieron en el laboratorio en medio natural observándose la formación de estados de latencia. Bajo las costras salinas, las células redondeadas aflageladas rodeadas por mucílago estuvieron asociadas con ***D. viridis*** (noviembre 98).

Salinas de Huacho: Se presentan cercanas a la zona salitrera más importante del país, ubicada al norte de la ciudad de Lima en la provincia y departamento del mismo nombre. Conformada por lagunas permanentes y otros cuerpos de agua superficiales, reduciéndose a pozas y charcas en las orillas durante la estación de verano y comienzo del otoño. Están gobernadas por un sistema hídrico de origen marino, con salinidades de 80‰ hasta la saturación (350‰), temperatura entre 22-36°C y pH entre 6.5-8 (setiembre 84 - diciembre 91). Las comunidades planctónicas de células libres ***D. salina*** proporcionan coloración rojo-ladrillo y las bentónicas, del mismo color, se presentaron en forma de masas mucilaginosas asociadas con ***D. viridis***. Estas masas con estados palmeloides se desprendieron fácilmente por el oleaje causado por el viento sobre el sustrato de fondo rocoso y costroso en salinidades altas (165 a 320‰). Floraciones temporales mixtas ocasionales de ***D. salina***, junto con poblaciones del microcrustaceo ***Artemia sp.*** se observaron en salinidades bajas (80-90‰).

Salinas de Ventanilla: Conformada por una laguna superficial permanente (50 cm de profundidad promedio) y pozas con fondos arenosos y gravosos. Se ubican aproximadamente a 500 m de la línea costera, en la parte sur del distrito de Ventanilla (Ventanilla sur), norte de la ciudad de Lima dentro de la provincia y departamento del mismo nombre. Están gobernadas por un sistema hídrico de origen marino, con salinidades entre 50-150‰, alcanzando niveles de saturación (350‰) en los meses de verano, temperaturas entre 21-30°C y pH entre 7-8.5 (mayo 89, marzo 93 y junio 96). Comunidades planctónicas y bentónicas de ***D. salina*** estuvieron siempre asociadas con ***D. viridis*** y grandes poblaciones del microcrustáceo ***Artemia sp***. Las natas mucilaginosas adheridas al substrato salitroso presentaron dominio de ***D. viridis*** y algunas cianobacterias. La flora terrestre halófila circundante estuvo dominada por la suculenta ***Salicornia fruticosa***.

Salinas de Chilca: Conformada por numerosas lagunas y pozas, permanentes en su mayoría, ubicada a 60 Km al sur de la ciudad de Lima, provincia de Cañete, departamento de Lima, aproximadamente a 2 km del mar en terreno llano salino arenoso. El sistema hídrico de origen marino tiene influencia de la napa freática del río Chilca con una profundidad de hasta 1m. Las salinidades fluctuan entre los 120‰-270‰, llegando hasta la saturación, temperaturas entre 25 a 34°C (mayo 93), 33-34°C (enero 99) y pH de 7.5-8. Las comunidades planctónicas y sumergidas de ***D. salina*** generalmente se presentaron asociadas con ***D. viridis***, diatomeas pennadas y ***Artemia sp***. Sin embargo, dada las condiciones climáticas de los últimos años, se han encontrado poblaciones casi puras de ***D. salina***, próximas a la saturación, como las registradas en verano (enero 99), formando floraciones superficiales rojo-ladrillo con unicélulas flageladas ovoides, acumuladas por el viento a orilla de pozas de 13 a 20 cm de profundidad.

Lago Muerto: Conformada por una laguna permanente y pozas aledañas aproximadamente a 200 m del mar, dentro de la Reserva Nacional de Paracas, provincia de Pisco, departamento de Ica. Están gobernadas por un sistema hídrico de origen marino cuyas aguas presentaron salinidades entre 165-270‰ hasta la saturación, temperatura entre 23-28°C y pH 8-8.5 en primavera (octubre 94). Comunidades planctónicas y sumergidas de ***D. salina*** estuvieron asociadas con ***D. viridis*** y cianobacterias halofílicas. Debido a la alta evaporación, los estados de sobrevivencia (latencia) como formas aflageladas rodeadas de mucílago, se encontraron adheridas a las costras de sal. Igualmente células latentes sumergidas formaron zoosporas por divisiones sucesivas originando hasta 16 zoosporas por célula parental.

Salinas de Otuma: Conformada por cuerpos de agua superficiales y permanentes, aproximadamente a 200 m de la línea costera, en terreno arenoso llano, ubicadas dentro de la Reserva Nacional de Paracas, provincia de Pisco, departamento de Ica. Están gobernadas por un sistema hídrico proveniente de aguas marinas con salinidades próximas a la saturación (200 -350‰), temperatura de 30°C y pH 7.5-8 en invierno (junio 88). Las pozas salinas presentaron comunidades planctónicas de ***D. salina*** asociadas a ***D. viridis***. Las comunidades sumergidas se presentaron cuando la evaporación fue extrema acumulándose natas marron-rojiza sobre las costras salinas. La disminución de la salinidad, por incremento de las aguas de filtración en la estacion invernal, causa que las natas mucilaginosas verdosas o marrones, depositadas en el fondo de la laguna, se desprendan por remoción del substrato estimulando las floraciones planctónicas temporales de ***D. salina*** y ***D. viridis***.

Distribución de *Dunaliella salina* en laguna atalasohalinas

Las Salinas: Ubicada en la Puna del territorio andino, que forma una meseta o planicie altoandina, dentro de la Reserva Nacional Salinas y Aguada Blanca en el distrito de San Juan de Tacurani, provincia y departamento de Arequipa, está conformada por una laguna generalmente temporal y superficial (50 cm) con una extensión de 7100 ha, de fondo fangoso. La fuente hídrica de esta laguna corresponde a las lluvias estacionales y al drenaje que se presenta en las orillas o litorales de la laguna donde, a pesar de que el terreno circundante es arenoso, existen puquiales, manantiales u ojos de agua dulce (nivel freático) que, como

arroyos someros, drenan agua en la laguna que carece de efluentes, manteniendo parcialmente su capacidad hídrica. La mencionada laguna está rodeada de cimas volcánicas andinas apagadas y nevados como el Pichu-Pichu, Ubinas, Ajana y Condori, las cuales conforman una represa natural superficial con aguas provenientes de las lluvias, con salinidades desde 90-115‰ a la saturación, temperatura de 0°C a 20°C y pH 8-9.5 y (octubre 96'). En época de estiaje (sequía) la laguna queda reducida a unas pocas pozas o charcas que por evaporación no se distingue el espejo de agua, en época de nevada las charcas son cubiertas por hielo. (fines de otoño e invierno), Poblaciones planctónicas mótiles de ***D. salina*** se presentaron asociadas con comunidades bentónicas grumosas verde dorada constituida por diatomeas (***Navicula***, ***Surirella*** y ***Nitzschia***) y natas azul verdosas de cianobacterias (***Oscillatoria tenuis*** y ***O. formosa***), sobre los detritus de las lagunas reconocidas por tonalidades rosáceas. Se observaron, tonalidades violáceas pálidas propias de bacterias halófilas y herbívoros en porcentaje menor.

Discusión y Conclusiones

Dunaliella tiene una amplia distribución mundial en ecosistemas acuáticos salinos, no obstante estar ausente en determinados ambientes hipersalinos del Mar Muerto y el lago Solar por limitación de nutrientes como los fosfatos (Oren & Shilo 1982, Cohen *et al.*,1977). En Sudamérica se extiende a lo largo de los desiertos costeros del Pacífico sur y en el Perú coloniza las lagunas de Guadalupito, Chimus, Casma, Las Salinas, Huacho, Chilca, Lago Muerto y Otuma (Montoya *et. al.*,1988, Montoya & Olivera 1993, Aguilar 1998 y Montoya *et. al.*, 1998) y en Chile a la laguna La Rinconada, Antofagasta (Parra *et. al.*, 1990). Para la costa Atlántica se tiene referencia de la presencia de ***D. salina*** en las lagunas Chasicó y Guatraché en Argentina (Leonardi & Cáceres 1994). La formación de ecosistemas salinos extremos se explica por calidad del suelo y las condiciones ambientales como la alta irradiación, inundaciones, variaciones de temperatura y carencia de lluvias que conllevan a una evaporación prolongada (Costa & Davy 1992).

Los patrones de distribución de ***D. salina*** en lagunas talasohalinas costeras del Perú, demostraron que están evolutivamente bien adaptadas a éstos ecosistemas extremos. La presente investigación extiende la distribución geográfica de ***D. salina*** a las salinas de Colán, Parachique (Piura) y Ventanilla (Lima), llegando a un rango de tolerancia a la salinidad desde 35‰ a la saturación (350‰), temperatura (18°C-37°C) y pH (6.5-9), comparado con la dinámica de otras poblaciones costeras sureñas como, la cepa de la La Rinconada (Antofagasta, Chile), que alcanza rangos promedios de salinidad de 245 – 293 ‰, temperatura 17- 29°C y pH 7,5-8.0 (Cifuentes *et. al.*, 1992).

La presencia de ***D. salina*** en la laguna atalasohalina, Las Salinas (Reserva Nacional Salinas y Aguada Blanca) en la región altoandina de la sierra peruana se registra por primera vez. Los patrones de distribución de esta especie en este ecosistema extremo como la laguna atalásica de la región andina revela su tolerancia no sólo a los parámetros de salinidad (90‰-115‰), pH (9.3-9.5) sino a las bajas temperaturas (0°C-20°C) y bajas presiones altitudinales

(4295 - 4300 m.s.n.m). ***D. salina*** en Sudamérica también ha sido registrada para los Andes Centrales en la laguna Colorada del altiplano boliviano (Hurlbert & Chang, 1984) y para el Salar de Atacama, al norte de Chile (Parra *et. al.*, 1990, Cifuentes *et. al.*, 1992).

En los ecosistemas acuáticos hipersalinos desarrolla una microflora especializada como productores primarios que no sólo exhiben su eurihalinidad creciendo desde 35‰ hasta la saturación (350‰), sino su halotolerancia a los diferentes tipos de sales del suelo disueltas, principalmente sales de cloruro de sodio y sulfato de calcio en la zona costera y sales de boratos y de sodio en la región altoandina (Jochamovitz, 1921, Benavides 1968). Las especies halofílicas de ***Dunaliella*** son capaces de sobrevivir a la desecación de su hábitat mediante la formación de estadíos de resistencia o permaneciendo en el agua de hidratación rodeando los cristales de sal formadas por evaporación de las salmueras (Loeblich 1969, Montoya & Olivera 1993, Aguilar 1998). La plasticidad morfo-fisiológica de la especie constituye una estrategia de supervivencia dentro de su ciclo de vida que puede aplicarse a las cepas de ***D. salina*** costeras y altoandina estudiadas, las mismas que son capaces de resistir largos períodos (meses) de desecación por evaporación en las orillas de las pozas salinas adyacentes a las lagunas costeras y/o formación de una planicie salar temporal en época de estiaje en la zona altoandina sur.

D. salina tiene un amplio rango de tolerancia a la temperatura que va desde –35°C a 40°C, siendo su temperatura óptima entre 20°C a 40°C (Borowitzka & Borowitzka, 1988). Las cepas psicrófilas obligadas registradas para los lagos salinos de la Antártida (Campbell 1978) y del Gran Lago Salado, Utah, las cuales permanecen viables a –3°C y cesan su movilidad a –18°C (Gibor 1956, Massyuk 1966, Borowitzka 1981). Las temperaturas registradas para las lagunas talasohalinas (18–37°C) que pueden considerarse como óptimas para las cepas costeras de ***D. salina*** explican la formación de sus floraciones algales y corrobora el rango óptimo según Borowitzka y Borowitzka (1988). Sin embargo, las poblaciones de la cepa altoandina de ***D. salina*** están expuestas a temperaturas extremas más bajas (< 0°C) especialmente en las noches durante el invierno, por cuanto, existen registros de temperaturas hasta los –31°C para Las Salinas (Jochamovitz 1921).

La mayoría de especies de ***Dunaliella*** pueden tolerar un amplio rango de valores de pH (5,5 a 10) siendo el pH 6, el óptimo para el crecimiento de la especie marina ***D. tertiolecta*** mientras que, para las especies halofílicas ***D. salina*** y ***D. viridis*** el pH óptimo es 9 (Loeblich 1972, Borowitzka & Borowitzka 1988). Los valores de pH encontrados en los diferentes ambientes costeros (6-9) y altoandino (8-9.5) se encuentran dentro del rango antes reportado.

Es conocido que la diversidad biológica de las especies esta inversamente relacionada con el grado de salinidad que se presenta en los ecosistemas acuáticos salinos. En los ecosistemas talasohalinos evaluados, las floraciones mixtas en lagunas costeras de alta salinidad (> 190 ‰) con dominancia de ***D. salina*** estuvieron asociadas principalmente con ***D. viridis***, mientras que, en el ecosistema atalasohalino, ***D. salina*** estuvo asociada principalmente con diatomeas y cianobacterias halofílicas en salinidades menores (90‰). La interacción específica entre las dos especies de ***Dunaliella*** puede relacionarse con la salinidad

e iluminación, por lo tanto, la dominancia de ***D. salina*** a altas salinidades (196‰ - saturación en Guadalupito) puede explicarse por su óptimo crecimiento a mayor salinidad como fue demostrado para el lago Hutt, Australia por Moulton *et al*., (1987). En la compleja interacción competitiva, la codominancia ***D. salina*** y ***D. viridis*** a menores salinidades (146 –150‰) se puede atribuir a la preferencia de la segunda especie por menor iluminación (otoño tardío). En ambos ecosistemas halinos se reconoció la capacidad eurihalina de ***D.salina*** con una gradiente que va desde los 35‰ (costeras) y 90‰ (altoandinas) hasta condiciones saturadas. Por consiguiente, la distribución amplia de ***D. salina*** en los diferentes ecosistemas acuáticos hipersalinos evaluados permite tipificarla como bioindicador salino costero y altoandino del territorio peruano.

Agradecimientos

Los autores expresan su reconocimiento a los colegas y amigos Victor H.Vera, Mario Benavente, Cecilia Barberena, Roberto Quesquen e Yrma Villanueva por su colaboración durante las diversas colecciones de campo.

Literatura Citada

Aguilar C. 1998. Crecimiento e historia de vida de ***Dunaliella salina*** de las salinas de los Chimus, Ancash y de Chilca, Lima, Perú. Anais do IV Congresso Latino-americano, II Reunião Ibero-americana, VII Reunião Brasilera de Ficología. Vol. 2:150-165p.

Benavides,V. 1968. Saline deposits of South America. The Geological Society of America. Special paper. 249-290.

Ben-Amotz A. & M. Avron. 1983. On the factors which determine the massive b-carotene accumulation in the halotolerant alga ***Dunaliella bardawil***. Plant Physiology. 72:593-597.

Borowitzka, L. J. 1981. The microflora. Adaptations to life in extremely saline lakes. Hidrobiologia 81:33-46.

Borowitzka M. A. & L. J. Borowitzka. 1988. ***Dunaliella***. In Micro-Algal Biotechnology. M.A. Borowitzka & L.J. Borowitzka (eds.) Cambridge Univ. Press: 27-58

Brock, T.D. 1975. Salinity and the ecology of ***Dunaliella*** from Great Salt Lake. Journal gen. Microbiology 89:285-292

Campbell, P. 1978. Primary productivity of a hypersaline Antartic Lake. Australian Journal of Marine and Freshwater Research. 29:717-724.

Chacon, G. R. 1980. ***Chlorella peruviana*** sp. nov. y su ambiente altamente salino. Boletín de la Sociedad Peruana de Botánica 8:83-96.

Cifuentes A. S., M. González, M. Conejeros, V. Della Rosa & O. Parra. 1992. Growth and carotenogenesis in eight chilean strains of ***Dunaliella salina*** Teodoresco from Chile. Journal of Applied Phycology 4:111-118.

Cohen,Y., W.E. Krumbein & M. Shilo. 1977. Solar Lake (Sinai). 2. Distribution and photosynthetic microorganisms and primary production. Limnology and Oceanography.22: 609 –620.

Costa, C.S. & A.J. Davy. 1992. Coastal saltmarsh communities of Latin America. In Coastal plant communities of Latin America. U.Seeliger (ed.). 179-199p. Academic Press. San Diego.USA.

Gibor, A. 1956. The culture of the brine algae. Biological Bulletin. Woods Hole. 3:223-229.

Hammer U. T. 1986. Saline lakes of the world. Junk Publish. The Netherlands. 613 p.

Hegewald, E. & H. Runke. 1981. Investigations on lakes of Perú and their phytoplankton. 6. Additional chemical analyses. Arch. Hydrobiological 92(1):31-43.

Hurlbert, S. & C. Chang. 1984. Ancient ice island in salt lakes of the Central andes. Science. 224:299-302.

Jochamovitz, A. 1921. Los boratos de América. Anales del Primer Congreso Nacional de la Industria Minera. Lima: 1871-1918. 46-51p.

Lerche, W. 1937. Untersuchungen über die Entwicklung und Fortpflanzung in der Gattung ***Dunaliella***. Archiv für Protistenkunde. 88:236-268.

Leonardi P. & E. Cáceres. 1994. Comparative analysis of the fine structure of young and adult individuals of ***Dunaliella salina*** (Polyblepharidaceae, Chlorophyceae) with emphasis on the flagellar apparatus. Journal of Phycology 30 :642-653.

Loeblich, L.A. 1969. Aplanospores of ***Dunaliella salina*** (Chlorophyta). J. Protozool. Suppl. 16:22-23.

Loeblich, L. A. 1972. Studies on the brine flagellate ***Dunaliella salina***. Ph.D. Thesis, University of California, San Diego. USA.

Löffler, H. 1960. Limnologische Untersuchungen an Chilenischen und Peruanishen Binnengewässern. Arkiv för Geofysik. 3:155-254.

Massyuk, N. P. 1966. Mass culture of the carotene-bearing alga ***Dunaliella salina*** Teod. Ukranskya Botanichnya Zhournal. 23:12-19.

Massyuk, N. P. 1973. Morphology, taxonomy, ecology and geographic distribution of the genus ***Dunaliella*** Teod. and prospects for its potential utilization. Naukova Dumka. Kiev. 244p.

Maldonado, A. 1943. Las lagunas de Boza, Chilca y Huacachina y los gramadales de la Costa del Perú. Actas de Trabajo del 2º Congreso Peruano de Química. Lima. Perú. 143p.

Miravalles, A. B, & P. Leonardi, 1999. Optimization of culture conditions of an argentine strain of ***Dunaliella salina*** (Chlorophyta), for the synthesis of b-carotene. Acta Hort. 502: 153-157.

Montoya H., C. Barberena & R. Quesquen. 1988. Algas de las Salinas de Huacho, Perú con énfasis en ***Aphanothece halophytica*** Fremy. En Recursos y dinámica del ecosistema de afloramiento peruano. H. Salzwedel & A. Landa. (eds.). Boletín del Instituto del Mar. Perú, Callao. Vol. extraordinario. 67-75p.

Montoya H. & A. Olivera. 1993. ***Dunaliella salina*** from saline environments of the central coast of Perú. Hidrobiología 267:155-161

Montoya H., M. Benavente & V. Vera. 1998. Biodiversidad algal en lagunas costeras talasohalinas del norte y centro del Perú. Anais do IV Congresso Latino-americano, II Reuniào Ibero-americana, VII Reuniào Brasilera de Ficología. Vol.I. 353-377p.

Moulton,T.P. ,T.R. Sommer, M.A. Burford & L.J. Borowitzka. 1987. Competition between ***Dunaliella*** species at high salinity. Hydrobiologia. 151/152:107 – 116.

Oren, A. & M. Shilo. 1982. Population dynamics of ***Dunaliella parva*** in the Dead Sea. Limnology and Oceanography. 27: 201 –211.

Parra O., G. Floyd & L. Wilcox. 1990. Taxonomic identification and ultraestructural characterization of chilean strain of ***Dunaliella salina***. Revista Chilena de Historia Natural. 63:239-245.

Preisig, H.R. 1992. Morphology and taxonomy. In ***Dunaliella***: Physiology, biochemistry and biotechnology. M.Avron & A. Ben-Amotz (eds.).1-15 p. CRC Press.

Teodoresco, E. C. 1905. Organisation et développment du ***Dunaliella*** nouveau genre de Volvocacée – Polyblepharidée. Botanisches Zentralblatt Beihefte. 18:215-232.

Williams, W. D. 1996. What future for saline lakes?. Environment. 38(9):12-20; 38-39. USA.

Tabla 1: Localización de los ecosistemas acuáticos hipersalinos en territorio peruano colonizados por ***Dunalielia salina*** Teod., fechas de colectas y parámetros físico-químicos como temperatura (ºC), salinidad (NaCl %) y pH.

SALINAS	UBICACION	FECHA	TEMPERATURA (ºC)	SALINIDAD(%)	pH
DPTO. DE PIURA **COLAN** **PARACHIQUE**	5º59´LS-81º04´LO 5º45´LS-80º51´LO	Julio 97´, Junio 98´ Mayo 94´, Julio 99´ Febrero 96´	22 - 37 28 - 32 (36)	320 - 350 (290) 310 - 320	---- 7,1
DPTO. DE LA LIBERTAD **GUADALUPITO**	8º52´LS-78º37´LO	Junio, Noviembre 95´	25 - 33	134 - 230 (350)	6,5 - 7,5
DPTO. ANCASH **LOS CHIMUS** **LAS SALINAS** **CASMA**	9º27´LS-78º28´LO 9º20´LS-78º26´LO 9º27´LS-78º22´LO	Mayo 93´, Octubre 93´ Junio 95´, Noviembre 95´ Marzo 93´ Noviembre 98´	29 - 31 18 - 33	(209) 305 - 320 35 - 350 -----	6 - 8,5 7,5 - 8
DPTO. LIMA **HUACHO** **VENTANILLA** **CHILCA**	11º10´LS-77º30´LO 11º10´LS-77º08´LO 12º32´LS-76º20´LO	Marzo 95´,Agosto85´, Setiembre 88´, Setiembre 84´, Diciembre 91´ Mayo 89´, Marzo 93´, Junio 96´ Mayo 93´, Enero 99´	22 - 36 21 - 30 25 - 34	(80) 168 - 320 (350) 50 - 150 (350) 120 - 270 (350)	6.5 - 8 7 - 8.5 7,5 - 8
DPTO. DE ICA **LAGO MUERTO** **OTUMA**	13º59´LS-76º15´LO 14º00´LS-76º13´LO	Octubre 94´ Junio 88´	23 - 28 30	165 - 270 (350) 200 - 350	8 - 8,5 7,5 - 8
DPTO. DE AREQUIPA **LAS SALINAS**	16º21´LS-71º08´LO	Octubre 96	< 0 - 20	90 - 115 (350)	8 - 9,5

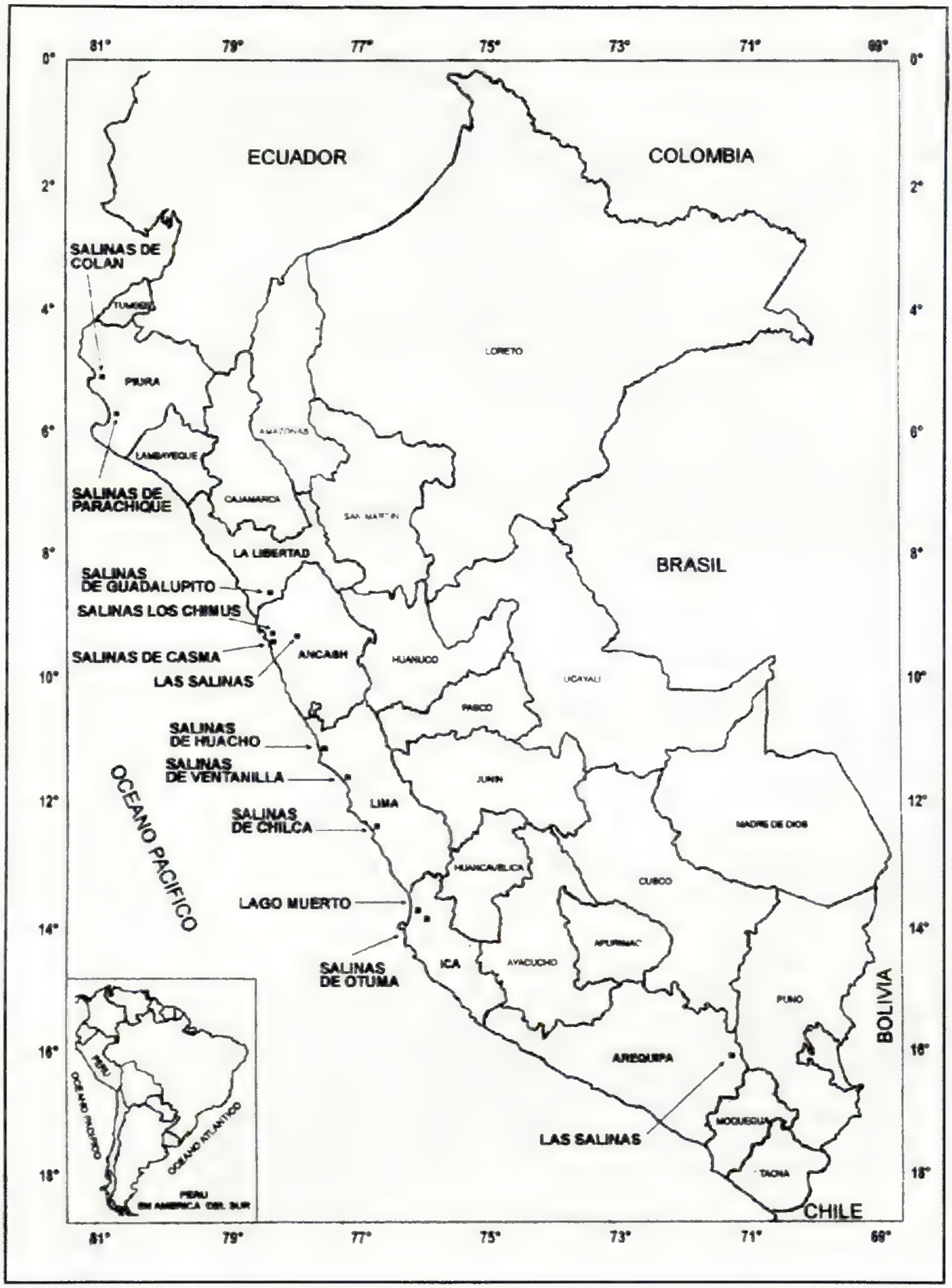
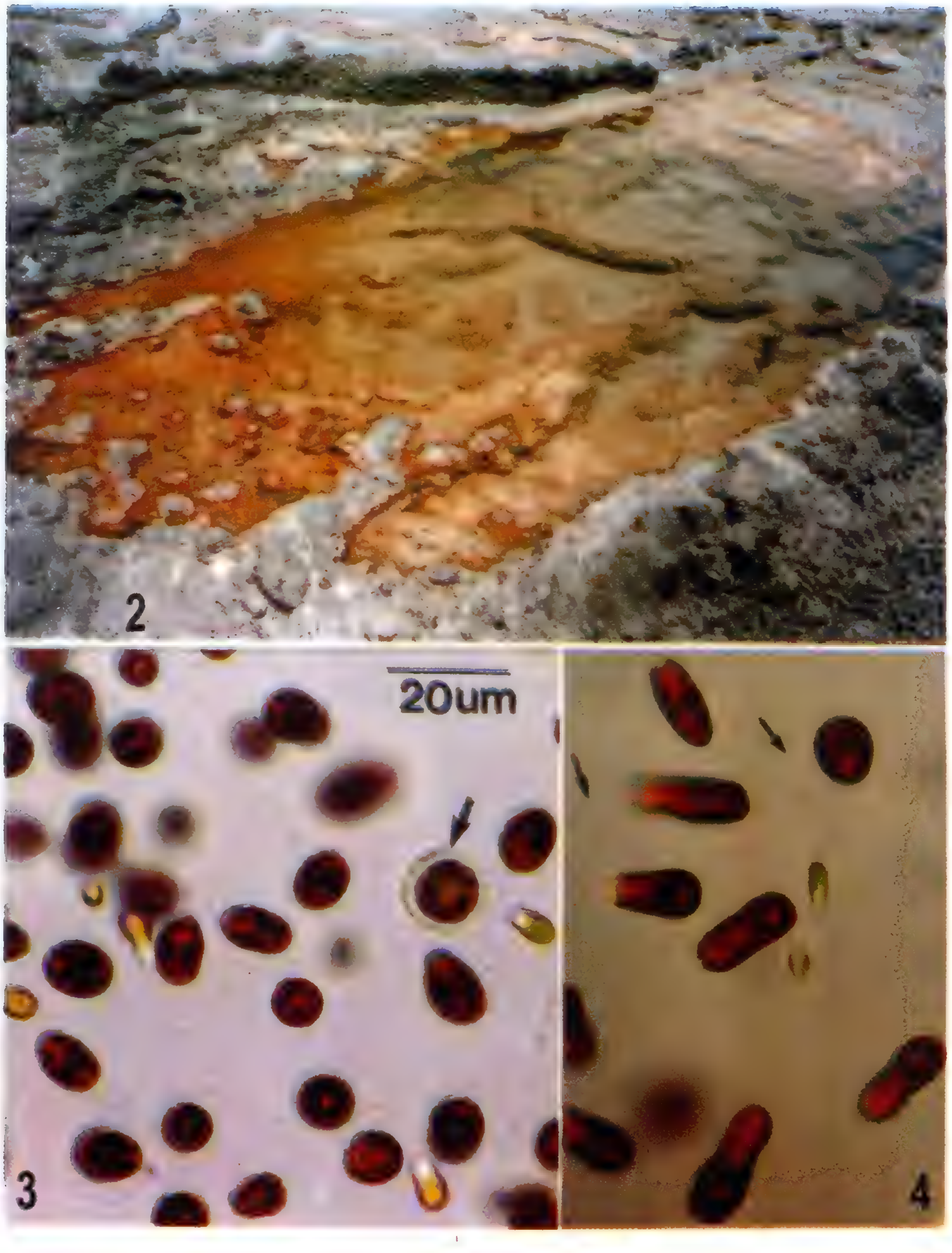


Fig.1. Distribución geográfica de la microalga clorofita ***Dunaliella salina*** Teodoresco en ecosistemas acuáticos talaso y atalasohalinos del territorio Peruano registrados entre 1985 y 1999.



Figs. 2- 4. Comunidades de las clorofitas ***Dunaliella salina*** y ***D.viridis*** de las Salinas de Guadalupito del departamento de La Libertad. **Fig.2.** Poza salina con floraciones dominantes de ***Dunaliella salina*** acarreadas por el viento hacia la orilla en salinidades de 225 –230 o/oo y pH 7,5 en primavera (noviembre,95). **Fig.3.** Células mótiles de ***D. salina*** dominantes de poza anterior asociadas con las de ***D.viridis.*** Célula latente redondeada de ***D.salina*** rodeada de mucílago (flecha). **Fig.4.** Células mótiles elongadas biflageladas (flechas) de ***D. salina*** asociadas con ***D.viridis*** en poza de salinidades de 196 o/oo y pH 6,5 en otoño (junio 95). Escala en Fig.3 válida para Fig.4.

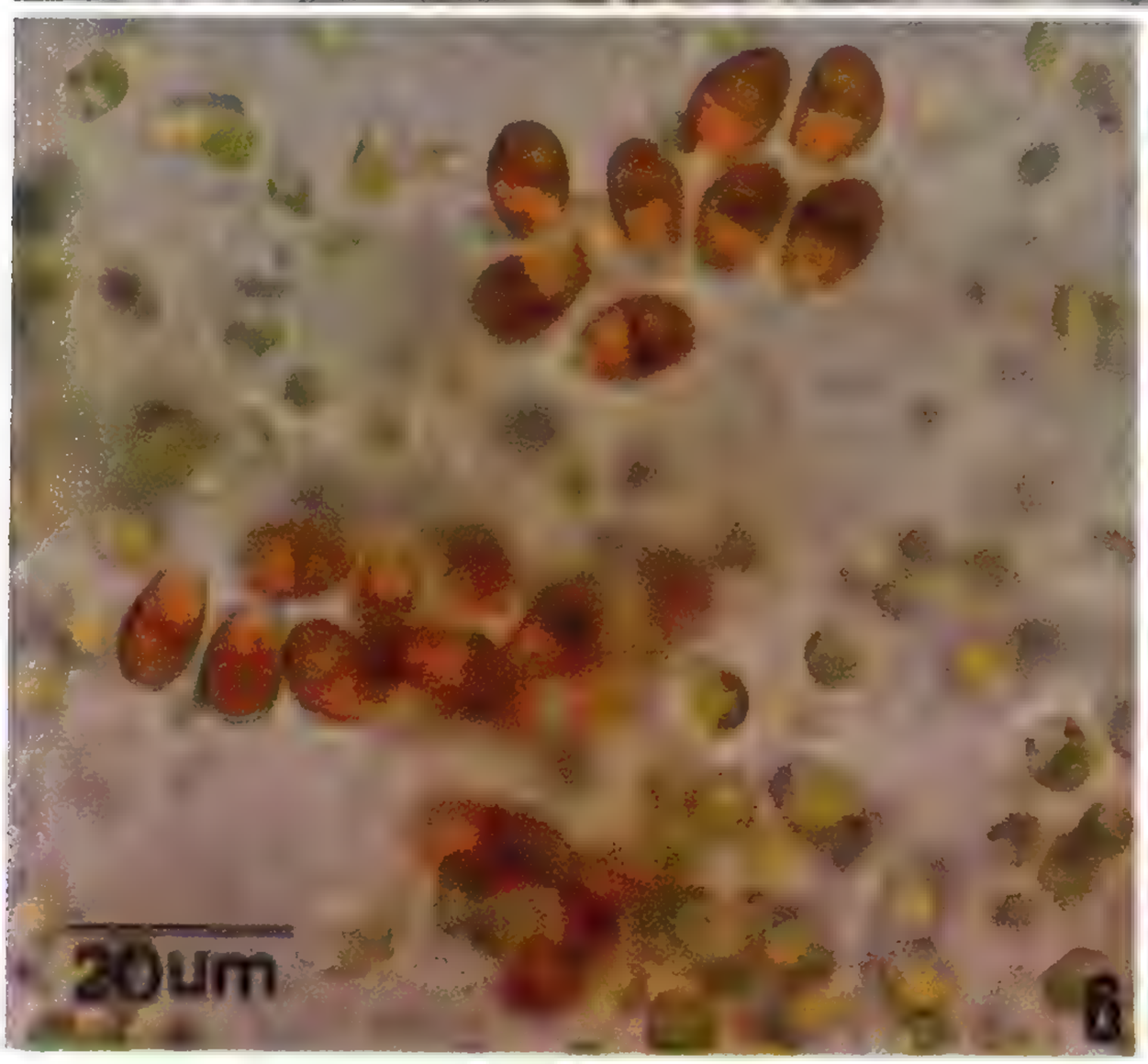
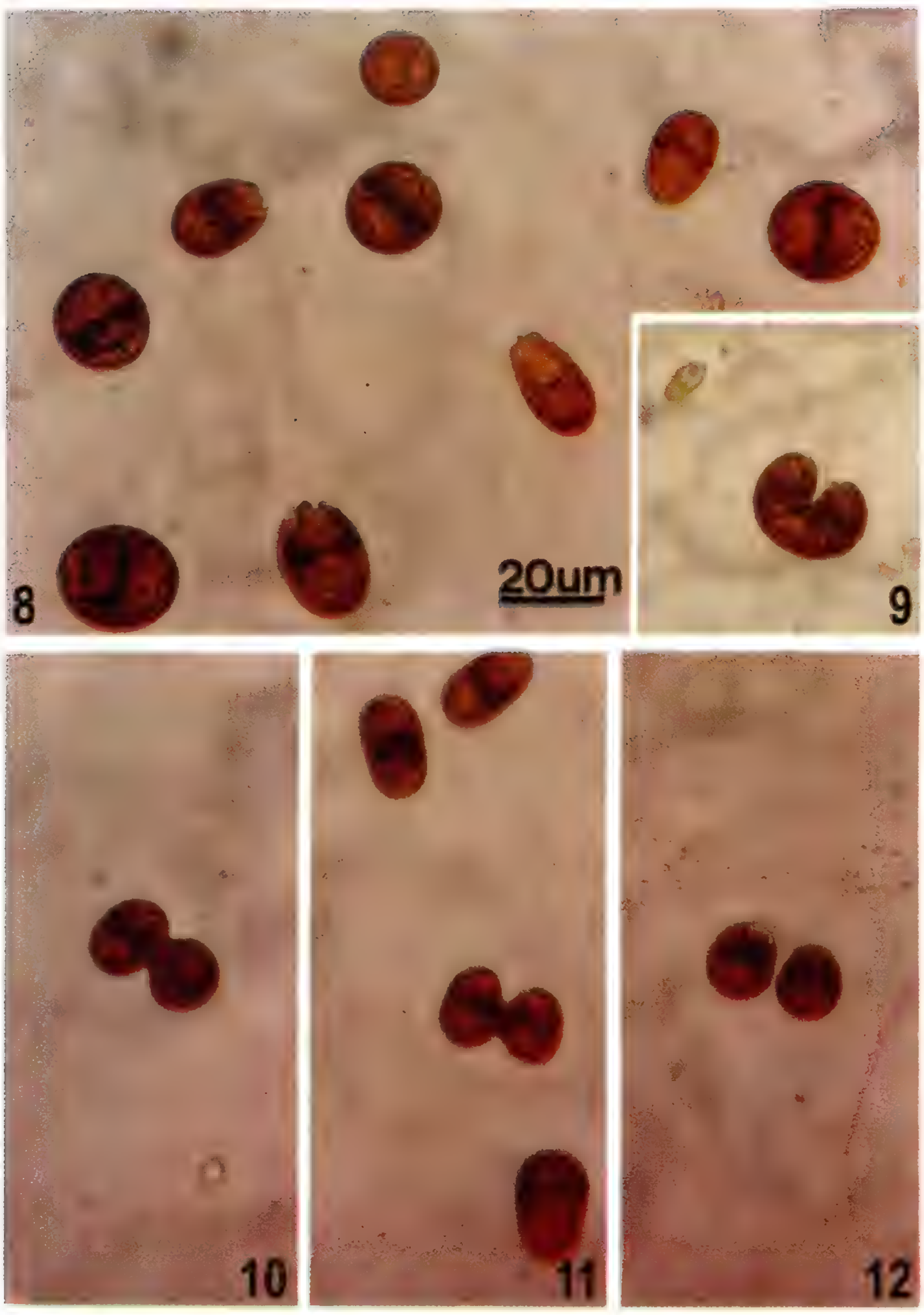


Fig.5-7. Pozas salinas remanentes de la Laguna Salinas altoandina del departamento de Arequipa, durante la época de estiaje en otoño (mayo,98). Poza anterior de tonalidad naranja con salinidades de 112 – 132 o/oo y pH 8,5 con floraciones algales. **Fig.6.** Agregados celulares de ***D. salina*** de las Salinas de Guadalupito codominantes con los de ***D. viridis*** en salinidades de 146 o/oo y pH 7 en otoño (junio,95). **Fig.7.** Célula mótil de ***D.salina*** de Las Salinas, Arequipa, asociada con cianobacterias y diatomeas halófilas en salinidades de 90- 100 o/oo y pH 9,3 –9,5 en primavera (octubre 96). Escala en Fig.6 válida para Fig.7.



Figs. 8-12. Poblaciones planctónicas de ***D.salina*** en las Salinas de Los Chimus. **Figs. 8,10-12.** Células carotenogénicas en salinidades de 305 o/oo y pH 6 –8,5 en primavera (octubre,92). **Figs.10 –12.** Fases secuenciales de fisión longitudinal en células libres. **Fig.9.** Célula de ***D.salina*** en fisión y asociada con ***D.viridis*** en salinidades de 300 o/oo, pH 7,7 – 8,5 en otoño (mayo 93). Escala en Fig.8 válida para Figs. 9-12.

Arnaldoa
8(1): 25 -30. 2001

Una nueva especie de *Critoniopsis* (Vernonieae: Asteraceae) del norte de Perú

ABUNDIO SAGASTEGUI ALVA
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla 1001
Trujillo, Perú

MICHAEL O.DILLON
Department of Botany
The Field Museum
Chicago, IL, 60605-2496, U.S.A.

Resumen

Durante recientes estudios de campo en el Departamento de Piura, una nueva especie, ***Critoniopsis ayabacensis*** Sagást. & M.O. Dillon (Vernonieae, Asteraceae), ha sido descubierta elevando a 15 el número total de especies registradas para Perú. Se provee la descripción, ilustración y discusión de sus relaciones potenciales con otras especies.

Abstract

During recent field studies in Department Piura, a new species, ***Critoniopsis ayabacensis*** Sagást. & M.O. Dillon (Vernonieae, Asteraceae), was been discovered bringing the total number of species recorded from Peru to fifteen. A description, illustration, and discussion of potential relationships and is provided.

Introducción

Mientras realizábamos trabajos de campo en el Departamento de Piura, encontramos otra especie de ***Critoniopsis*** Schultz-Bip. (Vernonieae: Asteraceae). Después de diversos estudios y de acuerdo con el reciente tratamiento de las Vernoniae Americanas por Harold Robinson (1999), ***Critoniopsis*** contiene 85 especies, nosotros reportamos alrededor de 90 especies anteriormente (Sagástegui & Dillon, 1998). La adición de esta nueva especie eleva a 15 el número total de registros para Perú y a 86 para el género completo. Esta es la primera especie que se registra para el Departamento de Piura.

Critoniopsis ayabacensis Sagást. & M.O. Dillon, sp. nov., (Fig. 1)

TIPO: Perú, Dpto. Piura, Prov. Ayabaca, Bosque de Cuyas (La Variante), bosque, 2500 m, 6 Julio 2000, ***A. Sagástegui A. 16215*** (Holótipo: HAO; isótipos: F, HUT, MO, NY, US).

Arbor ad 10 m alta. Folia opposita. Lamina ovato-oblonga, basi attenuata anguste cuneata, margine brevissime dentato-mucronulata, 20-25 cm longa, 10-14 cm lata; supra viridis subglabra; subtus stellulate villoso-pubescens, pilis dendriticis prominuleque reticulata, glanduloso-punctata. Capitulescentiae paniculato-pyramidales, terminales et subterminales. Capitula ca. 10 mm alta; bracteae involucri ca. 17. Flores ca. 4, corollae 5.2-6.5 mm longae. Achaenia oblonga, glandulosa, 8-costata, 2.4-3 mm longa. Pappus albus, setas 2-seriatis, squamis externis 0.6-0.8 mm longis internis 4.3-4.5 mm longis.

Arbol de unos 10 m de alto. **Hojas** opuestas, a veces ternadas, pecioladas; peciolos de 3-4 cm de longitud, tomentosos; limbos oblongo-ovados, de 20-25 cm de largo por 10-13 cm de ancho, agudos en la base y en el ápice, finamente serrulados, retinervados, glabrescentes en el haz y densamente villosos con trichomas dendriticos en el envés, nervaduras pronunciadas o prominentes en la cara inferior. **Capitulescencia** paniculado-piramidal, terminal, con 200-300 capitulos. **Capítulos** sésiles, de 8 mm de alto. Brácteas involucrales ca. 17, imbricadas, ca. 5-seriadas, pilosas en la cara externa, obtuso-redondeadas en el ápice; las externas ovadas, de 2.3 mm de largo y 1.7 mm de ancho; las internas oblongas, de 3.3-5 mm de largo por 1.4-1.9 mm de ancho. **Flores** 4, 5.2-6.5 mm de largo, blancas, tubo de ca. 2-3 mm de longitud, esparcidamente glandular, lóbulos lineares, de 2.2-2.7 mm de largo por 0.5 mm de ancho. **Aquenios** oblanceolados, 2.4-3 mm de largo por 1.0-1.2 mm de ancho, 8-costados; papus biseriado, blanco, cerdas externas de 0.6-0.8 mm de largo y cerdas internas de 4.3-4.5 mm de longitud.

Critoniopsis ayabacensis se diferencia de los demás miembros de este género por tener las hojas mas largas. ***C. brachystephana*** (Cuatrec.) H. Robinson de Colombia y ***C. occidentalis*** (Cuatrec.) H. Robinson de Colombia y Ecuador también tienen hojas largas pero ninguna con pelos dendriticos como ***C. ayabacensis***. La pubescencia foliar encontrada en *C.* ***ayabacensis*** no ha sido registrada para ninguna especie peruana. Aunque algunas especies como por ejemplo ***C. oblongifolia***, que presenta una densa pubescencia estelado-tomentosa en el envés, ésta no es similar a la villosidad de tricomas dendriticos que presenta ***C. ayabacensis.***

En adicion al tamaño de las hojas, es notable y distintivo el bajo número de filarias (sólo 17) asi como el de flores (sólo 4).

Distribución y ecología: Conocida unicamente de la localidad de donde procede el tipo (Bosque de Cuyas, Prov. Ayabaca, Dpto. Piura). Crece en laderas inclinadas formando parte del bosque primario, compartiendo el hábitat con otros árboles, principalmente: "arrayán" = ***Myrcianthes*** sp. (Myrtaceae), "laurel" = ***Myrica pubescens*** H.& B..ex Willd. (Myricaceae); "salli"= ***Weimannia*** sp. (Cunoniaceae), "shingla" = ***Siparuna*** sp. (Monimiaceae), "taraso grande" = ***Clusia*** sp. (Clusiaceae), "zarcillejo"= ***Axinaea*** sp. (Melastomataceae) y otras especies arboreas y arbustivas.

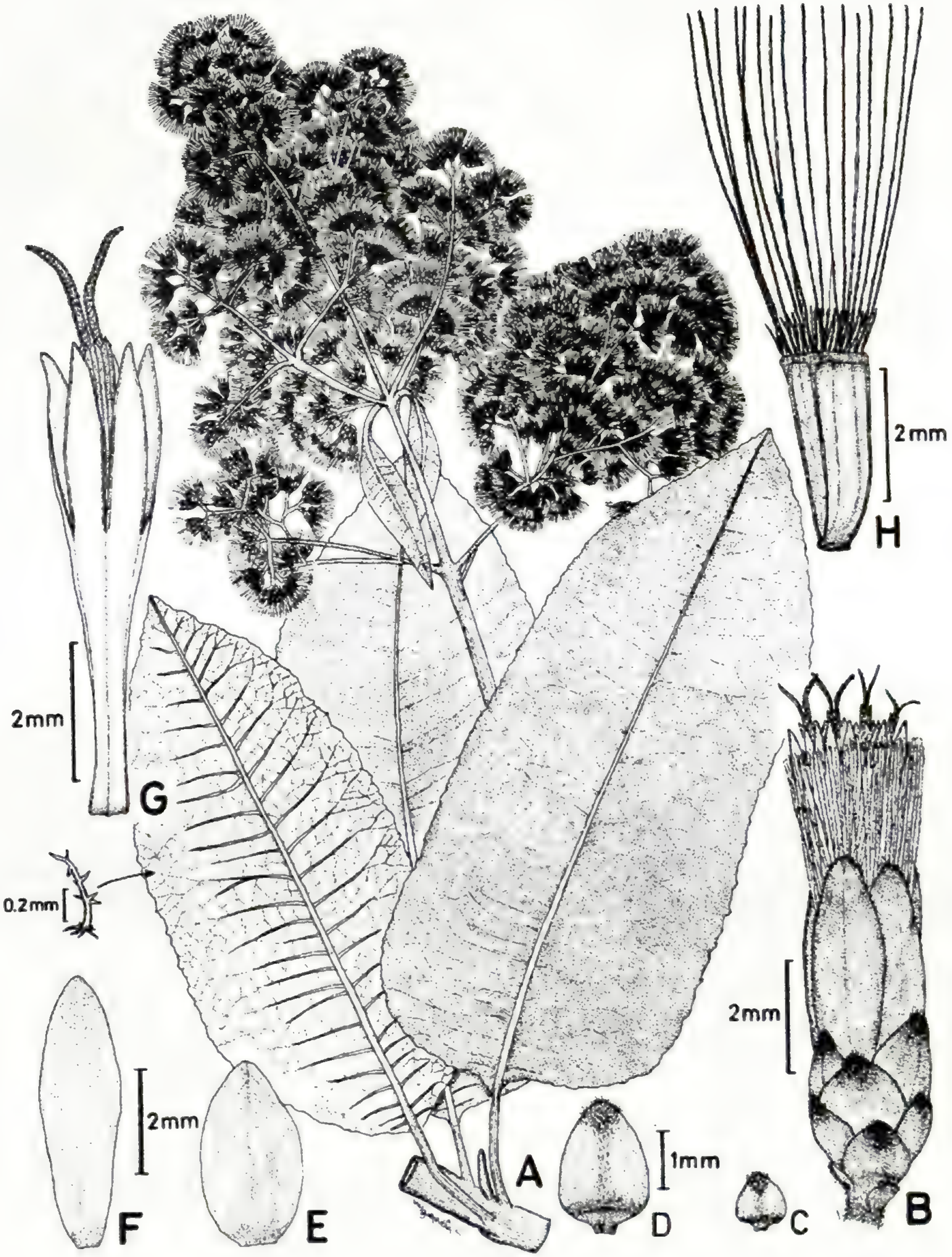


Fig. 1. ***Critoniopsis ayabacensis*** Sagást & M.O. Dillon: **A.** Rama florífera; **B.** Capítulo; **C - E**. Brácteas involucrates; **F.** Pálea del receptáculo; **G.** Corola y **H**. Aquenio.

Etimología: Con la denominación específica de este nuevo taxon deseamos perennizar el nombre de la Provincia de Ayabaca (Dpto. de Piura), cuya vegetación actual está representada por los Bosques de Cuyas, Aypate, El Toldo y otros fragmentos o relictos de bosques de neblina, que requieren un mejor conocimiento o estudio, para proponer su conservación dada la cantidad de endemismos y especies nuevas que estamos seguros falta descubrir.

Usos: Como madera y leña.

Agradecimientos

Al Dr. Jeremy Flanagan, de la Organización Pro Aves Perú, por su invitación y apoyo para participar en una expedición a los bosques de Ayabaca, en el mes de Julio del 2000, dando la oportunidad al primer autor para colectar tan importante material botánico que hoy proponemos y describimos. Al biólogo Mario Zapata Cruz por la preparación de la excelente ilustración de esta nueva especie.

Literatura Citada

Robinson, H. 1999. Generic and Subtribal Classification of American Vernonieae. Smith. Contrib. Bot. 89: 1-116.

Sagástegui-Alva, A. & M.O. Dillon. 1998. Una nueva especie de *Critoniopsis* (Vernonieae: Asteraceae) de Cajamarca, Perú. Arnaldoa 5(1): 19-24.

Tabla 1. Lista de las especies de ***Critoniopsis*** en el Perú

1. Critoniopsis ayabacensis Sagást. & M.O. Dillon [Dept. Piura]

2. Critoniopsis cajamarcensis (H.Rob.) H. Rob. [Dept. Cajamarca & Bolivia]

3. Critoniopsis floribunda (Kunth) H. Rob. [Colombia & Ecuador, dudosa en el Perú]

4. Critoniopsis gynoxifolia H. Rob. [Dept. Cusco]

5. Critoniopsis huairacajana (Hieron.) H. Rob. [Ecuador, Dept. Cajamarca]

6. Critoniopsis jalcana (Cuatrec.) H. Rob. [Dept. Amazonas, Cajamarca, La Libertad, Pasco]

7. Critoniopsis jelskii (Hieron.) H. Rob. [Dept. Cajamarca]

8. Critoniopsis oblongifolia Sagást. & M.O.Dillon [Dept. Cajamarca]

9. Critoniopsis paucartambensis (Dillon) H. Rob. [Dept. Cusco]

10. Critoniopsis peruviana (Cuatrec.) H. Rob. [Dept. Huanuco]

11. Critoniopsis pycnantha (Benth.) H. Rob. [Dept. Amazonas, Huanuco, San Martin]

12. Critoniopsis quillonensis H. Rob. [Dept. Cajamarca]

13. Critoniopsis sagasteguii (Dillon) H. Rob. [Dept. Cajamarca]

14. Critoniopsis weberbaueri (Hieron.) H. Rob. [Norte del Perú]

15. Critoniopsis woytkowskii (S. Jones) H. Rob. [Dept. Lambayeque]

Arnaldoa
8(1): 31-36. 2001

Verbesina citrina (Asteraceae : Heliantheae), una nueva especie de Cajamarca, Perú

ABUNDIO SAGASTEGUI ALVA
MARIO ZAPATA CRUZ
Universidad Privada Antenor Orrego
Trujillo, Perú

Resumen

Proponemos y describimos una nueva especie: ***Verbesina citrina***, procedente de los andes del norte (Prov. Contumazá, Dpto. Cajamarca). La diagnosis va acompañada de la ilustración correspondiente, su distribución y ecología y a la vez se discuten sus relaciones potenciales con especies afines.

Abstract

A new species is described: ***Verbesina citrina*** (Asteraceae : Heliantheae) from Northern Peruvian Andes (Contumazá, Cajamarca). The new species is illustrated and its relationship discussed.

Introducción

Los andes del norte del Perú son depositarios de muchas especies endémicas de la familia Asteráceas, incluso géneros tales como: ***Bishopanthus, Arnaldoa, Ascidiogyne, Caxamarca*** y ***Chucoa.*** Particularmente el género ***Verbesina*** está muy bien representado en esta región y en el intento de elaborar la sinópsis de las especies peruanas estamos realizando permanentemente trabajos de campo con la finalidad de estudiarlas en su propio hábitat, dadas las variaciones morfológicas que poseen y que nos llevará muchas veces a sinonimizar especies y describir aún algunas entidades nuevas. En la última excursión botánica a la Provincia de Contumazá (Dpto.Cajamarca), tuvimos la oportunidad de colectar material del referido género con características diferentes a las especies conocidas, que nos sugiere proponer y describir una nueva especie y que constituye el principal objetivo de la publicación de estas notas.

1. ***Verbesina citrina*** Sagást. & Zapata sp. nov. (Fig.1)

Tipo: PERU. Dpto. Cajamarca. Prov. Contumazá: Las Chirimoyas (ruta San Benito – Guzmango); 1592 m, 7º28.5'S, 78º54'O; 06 Mayo 2001; **A. Sagástegui, S. Leiva & M. Zapata 16419** (Holótipo: HAO, isótipos: F, HAO, MO, NY, US).

Frutex ca. 5m altus, caulibus ramosus, teretibus. Foliis oppositis, petiolatis (petioli 1–2 cm longi), membranaceis, ovatis vel ovato – lanceolatis, basi attenuatis, acuminatis, margine minute dentatis, retinervatis, utrinque sparse piloso – scabrosis, 32–34 cm longis, 18–20 cm latis. Inflorescenctiae cymoso – corymbiformes terminales. Capitulum parvum, multum, radiatum, pedicellatum. Pedicellis pilosis, 5–10 mm longis. Involucro aguste campanulatum vel cylindricum, 4–5 mm altum, 2.5–3 mm crassum, Phyllariis 5 (-6), 2 – seriatis, ovatis, pilosis, obtusis, externis 1.9 mm longis, 1 mm latis, internis 2.7 mm longis, 1.3 mm latis. Paleae receptaculi oblongae, hyalinae, dorso rotundatae, obtusae, pilosae, 6–6.5 mm longae. Flores lutei, dimorphi: marginales feminei, ligulati; lígula oblongo – elilptica, glabra, 2-3-dentata, 6.5-7 mm longa, 3-3.5 mm lata. Flores disci 10-13, hermaphroditi, corolla tubulosa, in tertio inferiore anguste et pilosa, 5.5-6 mm longa, limbo 5-dentato. Achaenia immatura oblanceolata, atrobrunnescentia, pilosa, ca. 5 mm longa. Pappi aristae 2, lutescentes, inaequales, ca. 4 mm longae, brevissime erecto – hirsutae.

Arbusto de unos 5 m de alto con tallos cilíndricos, longitudinalmente estriados, medulosos, ramas delgadas, aveces apoyantes. **Hojas** opuestas, pecioladas (peciolos de 1-2 cm de longitud), láminas membranosas, ovadas a ovado – lanceoladas, base abruptamente atenuada sobre el peciolo, acuminadas, diminuta y remotamente denticuladas en el borde, aveces ligeramente lobuladas en la base, retinervadas, esparcidamente piloso – escabrosas en ambas superficies, las más grandes de 32-34 cm de largo por 18-20 cm de ancho. **Capitulescencia** cimoso – corimbiforme terminal, más o menos densa. **Capítulos** pequeños, numerosos, radiados, pedicelados. Pedicelos delgados, pilosos, de 5-10 mm de longitud. Involucro estrechamente campanulados o cilíndricos, de 4-5 mm de alto por 2.5-3 mm de diámetro. Filarias 5 (-6), 2-seriadas, ovadas, obtusas, ligeramente cóncavas, escariosas, pilosas, las externas de 1.9 mm de largo por 1 mm de ancho y las internas de 2.7 mm de largo por 1.3 mm de ancho. Páleas del receptáculo oblongas, con el dorso redondeado, hialinas, pilosas sobre todo hacia el ápice, obtuso – laceradas en el ápice, de 6-6.5 mm de longitud. **Flores** dimorfas: las marginales (3-) 4-5 (-6), femeninas, liguladas, tubo piloso de 1-1.1 mm de largo, lígula de color amarillo limón, oblongo – elíptica, glabra, 2-3-dentada en el ápice, de 6.5-7 mm de largo por 3-3.5 mm de ancho. Flores del disco 10-13, hermafroditas, con la

Fig. 1. ***Verbesina citrina*** Sagástegui & Zapata: **A**. Hoja; **B**. Inflorescencia; **C**. Capitulo; **D**. Bráctea involucral; **E.** Pálea del receptáculo; **F.** Flor ligulada; **G**. Corola de la flor central y **H**. Aquenio.

corola tubulosa, estrecha y pilosa en el tercio inferior, de 5.5-6 mm de largo, 5- dentada en el limbo. **Aquenios** inmaduros oblanceolados, atroparduscos, pilosos, alados, de 5 mm de longitud. Papus formado por 2 aristas lutescentes, finamente erecto – hirsutas, más o menos iguales, de ca. 4 mm de largo.

Aparentemente integra el complejo ***Verbesina contumacensis*** y ***V. otuzcensis***, de las cuales aún puede diferenciarse principalmente por sus hojas ovadas más grandes, menbranáceas, denticuladas en el borde, el involucro cilíndrico, con filarias ovadas, etc.

Distribución y ecología: Crece en las hondonadas de las vertientes occidentales temporalmente secas de la Provincia de Contumazá (Departamento de Cajamarca), entre los 1200-2500 m de elevación, compartiendo su hábitat con arbustos y otras plantas leñosas: ***Caesalpinia spinosa*** (Molina) Kuntze = "taya" (Fabaceae), ***Acnistus arborescens*** (L.) Schlenchtendal = "chimulala" (Solanaceae), ***Citharexylum kobuskianum*** Moldenke (Verbenaceae) y el estrato herbáceo producido por las lluvias de verano e integrado principalmente por especies de las familias Poaceae, Asteraceae y Fabaceae.

Etimología: El epíteto específico deriva del latín "citrinus" que significa amarillo limón, correspondiente a la coloración de las lígulas de las flores marginales.

Usos: Los tallos como leña y durante la escasez de pastos las hojas son comidas por vacunos, ovinos y caprinos.

Agradecimientos

Los trabajos de campo fueron financiados, en parte, por la Universidad Nacional de Trujillo a través de la Oficina General de Promoción y Desarrollo de la Investigación donde se encuentra registrado nuestro proyecto bajo el número 6138-2001-bio-BIO y por la Universidad Privada Antenor Orrego a través de la Oficina de Investigación que registra el Proyecto titulado: Inventario de los Recursos Naturales Vegetales de la Región Norperuana.

Literatura Citada

Blake, S.F. 1992. New South American Asteraceae Collected by E. D. Holway. Bot. Gaz. 74(4): 414-430.

_____.1924a. New American Asteraceae. Contr. U.S. Nat. Herb. 22(8): 587-661.

_____.1924b. New American Verbesinas. Bull Torrey Bot. Club. 51: 421-436.

_____.1925. On the Status of the Genus *Chaenocephalus*, with a review of the Section *Lipactinia* of *Verbesina*. Am. Journ. Bot. 12: 625-640.

_____.1926. New South American Verbesininae. Journ. Wash. Acad. Sc.16(8): 215-227.

_____.1928. Twelve New American Asteraceae. Journ. Wash. Acad. Sc.18(2): 25-37.

_____.1929. New Asteraceae from the United States México and Honduras. Journ. Wash. Acad. Sc.19(13): 268-281.

_____.1931. Six New south American species of *Verbesina.* Proc. Biol. Soc. Wash. 44: 79-86.

_____.1935. New Asteraceae from the United States México and South America. Journ. Wash. Acad. Sc.25(7): 311-325.

Cabrera, A.L.1995. Cuatro especies nuevas del género *Verbesina* (Compositae) de América del Sur. Facultad de Ciencias Naturales y Museo de la U. Nac. Eva Perón, Notas del Museo 18(88): 59-70.

Olsen, J. 1985. Synopsis of *Verbesina* sect. *Ochractinia* (Asteraceae) Pl. Syst. Evol.149: 47-63.

Robinson, B.L. & J.M. Greenman. 1898. Synopsis of the Genus *Verbesina*, with an analytical key to species. Proc. Am. Acad. Art. Sc.34: 534-566.

Sagástegui-A.,A. 1969a. Cuatro especies nuevas de Compuestas Peruanas. Bol. Soc. Arg. Bot. 11(4): 240-250.

_____.1969b. Una nueva especie de *Verbesina* (Compositae) del Perú. Bol. Soc. Bot. La Libertad 1(2): 55-59.

_____.1970. Tres Compuestas Austroamericanas nuevas o críticas. Bol. Soc. Bot. La Libertad 2(1-2): 63-75.

_____.1975. Nuevos taxa de *Verbesina* (Compositae) del Perú. Bol. Soc. Arg. Bot. 16(3): 261-266.

_____.1985. Compuestas Andino-peruanas nuevas para la Ciencia. III. Phytología 57(6): 415-420.

_____.1991. Compuestas Andino-peruanas nuevas para la Ciencia. IV. Arnaldoa 1(1): 1-10.

Sagástegui-A.,A.; S. Leiva & P. Lezama. 1995. Compuestas Andino-peruanas nuevas para la Ciencia. VI. Arnaldoa 3(2): 7-12.

Sagástegui-A.,A. 1996. Compuestas Andino-peruanas nuevas para la Ciencia. VII. Arnaldoa 4(1): 7-13.

Sagástegui-A.,A. & V. Quipuscoa. 1998a. Seis nuevas especies de *Verbesina* (Asteraceae: Heliantheae) de los Andes del Perú. Arnaldoa 5(1): 35-50.

_____.1998b. Tres nuevas especies de *Verbesina* (Asteraceae: Heliantheae) de los Andes del Perú. Arnaldoa 5(2): 141-150.

_____.1999. *Verbesina ancashensis* y *V. crassicephala* (Asteraceae: Heliantheae): dos nuevas especies del Perú. Arnaldoa 6(1): 41-47.

Turner, B. L. 1985. Revision of *Verbesina* sect. *Pseudomontanoa* (Asteraceae) PL. Syst. Evol. 150: 237-262.

Arnaldoa
8(1): 37-38. 2001

Mutisia mandoniana (Asteraceae), un nuevo registro para el Perú

BLANCA LEÓN
Herbarium, Plant Resources Center
Bio Labs 331
University of Texas al Austin
Austin, TX 78712, U.S.A.

Resumen

Sobre la base de una colección del departamento del Cusco, se registra ***Mutisia mandoniana*** Wedd. *ex* Sch. Bipp. por primera vez para el Perú.

Abstract

On the basis of a collection from the department of Cusco, ***Mutisia mandoniana*** Wedd. *ex* Sch. Bipp. is reported for the first time for Peru.

Dos ejemplares del género ***Mutisia*** colectados durante una expedición a las Montañas del Carabaya en el sur del Perú (León & Young 4305 CUZ, TEX, USM y León, Young & Aucca 4393 USM) representan un nuevo registro para la flora peruana. Ambos ejemplares fueron hallados entre los 3400 y 3200 m de altitud, en el departamento del Cusco, Provincia de Quispicanchis, entre Quira Quira (13°36'S, 70°49'W) y San Lorenzo (13°34.82'S, 70°51.36'W) en un bosque montano perturbado con árboles de ***Miconia***, ***Ocotea***, ***Oreopanax*** y ***Persea***. Las plantas de ***Mutisia*** crecían como lianas, con hojas enteras, lanosas en el envés y zarcillos apicales, las inflorescencias eran péndulas con brácteas externas acuminadas sin ápices recurvados, mientras que las flores dimorfas incluían las radiales liguladas anaranjadas y las del disco bilabiadas y amarillas.

Ferreyra (1995) revisó recientemente el género ***Mutisia*** para el Perú reconociendo 15 especies, cinco de ellas, ***M. acuminata*** Ruiz & Pav., ***M. cochabambensis*** Hieron., ***M. lanata*** Ruiz & Pav., ***M. rauhii*** Ferreyra y ***M. venusta*** S. F. Blake, se conocen del departamento de Cusco. El nuevo material colectado difiere de todas las especies conocidas para el país. De acuerdo con la revisión del género por Cabrera (1965) los dos ejemplares colectados por nosotros corresponden a la sección ***Guariruma*** (Cass.) Cabrera y a la especie ***M. mandoniana*** Wedd. *ex* Sch. Bipp. Esta especie difiere de sus afines en el Perú por presentar el tallo con alas continuas y conspicuamente denticuladas, inflorescencias solitarias mayores de 5 cm de largo y 3 cm de ancho. El registro de esta especie en el Perú extiende su distribución más de 200 km al norte de la localidad tipo en Sorata, Bolivia.

A continuación se incluye una clave que permite separar ***M. mandoniana*** de otras

especies en el Perú. Esta clave es una versión modificada de la de Ferreyra (1995) e incluye sólo las más afines caracterizadas por las hojas simples y márgenes enteros o dentados con indumento foliar en el envés.

A.Filarios externos recurvados, porción apical de los filarios lanosa..... ***Mutisia hastata***

AA. Filarios externos no recurvados, porción apical de los filarios lanosa o glabra.

B. Capítulos < 30 mm en diámetro. Base foliar redondeada o cordada, semi abrazadora ..... ***Mutisia andersonii***

BB. Capítulos> 30 mm en diámetro. Base foliar subsagitada ..... ***Mutisia mandoniana***

Agradecimientos

Agradezco a Anton Seimon y Peter Zahler, líderes de la expedición auspiciada por la National Geographic Society a las Montañas del Carabaya. Mi reconocimiento a Tino Aucca, José Panero, Anselmo Turpo, Carmen Ulloa y Kenneth R. Young por apoyo en el desarrollo de este trabajo y/o revisión del manuscrito.

Literatura Citada

Cabrera, A. L. 1965. Revisión del género ***Mutisia*** (Compositae) Opera Lilloana 13:1-227.

Ferreyra, R. 1995. ***Mutisia***. En Flora of Peru. J.F. Macbride and collaborators. Family Asteraceae: Part VI. Fieldiana Bot. N.S. 35:54-63.

Arnaldoa
8(1): 39-44. 2001

Ribes viscosum Ruiz & Pav. (Grossulariaceae), una especie ecológicamente importante de los Andes del Perú, y su sinonimia

MAXIMILIAN WEIGEND
Institut für Biologie - Systematische Botanik und Pflanzengeographie, Freie Universität Berlin, Berlin, Alemania

MICHAELA BINDER
Institut für Systematische Botanik München Ludwig Maximilians Universität Munich, Alemania

Abstract

Ribes viscosum Ruiz & Pav. is an ecologically very important species in the high Andes of Peru. It forms small forests and thickets at elevations of 3500-4000 m and provides food and shelter for wildlive and livestock, and fuel wood for the human inhabitants. ***R. viscosum*** has been consistently confused in the past (misinterpreted as a Bolivian species), and additional taxa have been described, which are here synonimized. ***Ribes viscosum*** has clear yellow flowers and flabellate, often unlobed, extemely glandular leaves and is thus one of the most distinctive species of the genus in Peru.

Resumen

Ribes viscosum Ruiz & Pav. es una especie ecológicamente importante en la zona alto andina del Perú. Forma bosquecillos y matorrales en alturas de 3500-4000 m y provee un hábitat y forraje para el ganado y la fauna silvestre, tanto como leña para la gente de la zona. ***R. viscosum*** ha sido mal interpretado en el pasado como una especie Boliviana y se describieron taxones adicionales, que se sinonimizan aquí. ***Ribes viscosum*** tiene flores de un amarillo claro y hojas flabeladas, poco lobadas, y muy glandulosas, asi que es una de las especies más características de este género en Perú.

Introducción

El género ***Ribes*** es muy diverso en el Perú y según el número de especies por área, los Andes del Perú son probablemente la región mas rica en especies de este género en todo el mundo, a pesar del hecho que el género claramenta se originó en la hemisferio norte. La mayoría de las especies Peruanas todavía no son descritas. Sin embargo, dentro de las especies descritas hay varios problemas taxonómicos, con nombres inválidos que se utilizan

mucho, mientras los nombres correctos quedan desconocidos. Aquí se aclara el nombre correcto de ***Ribes viscosum***, una especie ecológicamente muy importante y, además, muy abundante en la zona central de los Andes (Departamentos Huánuco, Ancash y Junín). Tres de los nombres en ***Ribes*** citadas por Brako & Zarucchi (1993) refieren a esta sola espécie sumamente característica.

Ribes viscosum es una especie muy glandulosa con hojas flabeladas, a veces subtrilobadas y con inflorescencias largas (hasta 7 cm) con flores de un amarillo claro. La planta es un arbusto muy ramificado de hasta 5 metros de alto y forma pequeños bosquecillos en laderas entre 3500 y 4000 m metros de altura. Bosquecillos bien desarrollados se encuentran, por ejemplo, en las Provincias de Sihuas y de Huari (Ancash) y de Huamalies (Huánuco). Varias especies estrechemente endémicas están asociadas a ***Ribes viscosum*** en la naturaleza y dependen de su presencia para su existencia: En la Provincia Sihuas encontramos dos especies rarísimas y no descritas asociadas con un bosquecillo de ***R. viscosum***, una especie de ***Lithospermum*** y otra de ***Passiflora*** (Skrabal et al. 2001, en prensa). Justamente en esta zona estos matorrales están en un peligro inmediato de destrucción: La provincia de Sihuas es probablemente una de las zonas andinas con el mayor índice de terrenos degradados en proceso de erosión. De las asociaciones arbustivas de la región quedan solamente algunos restos aislados pero en pleno proceso de degradación.

En algunas zonas ***Ribes viscosum*** es la única especie arbustiva abundante y desempeña un rol sumamente importante en la conservación de los suelos, estabilización del microclima y la protección de las cuencas. Con sus tallos muy ramificados y sus bayas comestibles parece que tiene gran importancia para la fauna silvestre, especialmente las aves y, probablemente, los mamíferos. Además, es un arbusto de crecimiento rápido y una regeneración excelente y provee leña para la gente de estas zonas y fácilmente puede utilizarse de una manera sostenible. Por estas razones parece sumamente importante que ***Ribes viscosum*** sea utilizado para la reforestación en la zona alta del Perú y como planta de regeneración de áreas muy intervenidas. Su uso en cercos parece muy recomendable, ya que la planta es siempre verde y muy espesa, así que da buena protección del viento. La importancia de ***Ribes viscosum*** y su potencial se pueden observar muy bien en la zona de Llata (Prov. Huamalies, Departamento Huánuco), donde la erosión y la deforestación son sumamente avanzados. Allá, ***R. viscosum*** es la planta leñosa e indígena más abundante y podría acelerar la recuperación de los terrenos degradados de una manera eficaz y rápida.

Taxonomía

Ribes viscosum Ruiz & Pav., Flora peruviana, et chilensis III: 13. 1802. — Tipo: Perú. Departamento Junin. Provincia Tarma: Tarma, Termotambo, **Ruiz & Pavón s.n.** (MA).

= *Ribes dombeyanum* Spach ex Jancz., Mémoire de la Société de Physique et des Sciences Naturelles de Genève 35/13: 408. 1907. = *Coreosma dombeyana* Spach, Annales des Sciences Nat. (2 Ser.) IV: 25. 1835. - Tipo: Perú. Departamento Junín. Provincia de Tarma: cerca de Tarma, **Dombey s.n.** (G, P; fragmento & fotografía F! - neg.nr. 27344).

= *R. peruvianum* Jancz., Bull. Acad. Cracovie 1905: 759. 1905. — Tipos: Peru. Departamento Ancash. Provincia Huari: Huari (sphalm. "Huasi"), Cordillera Blanca, cerca de Chavin de Huantar, 27.10.1903, **Weberbauer 2851** (B†). Cajatambo, Tallenga, 14.4.1903 **Weberbauer 2851** (B†).

= *R. peruvianum* Jancz. var. *maius* Jancz., Mémoire de la Société de Physique et des Sciences Naturelles de Genève 35/13: 408. 1907. — Tipos: Peru. Departamento Ancash. Provincia Huari: Huari (sphalm. "Huasi"), Cordillera Blanca, cerca de Chavin de Huantar, 27.10.1903, **Weberbauer 2851** (B†). Cajatambo, Tallenga, 14.4.1903, **Weberbauer 2851** (B†).

= *R. peruvianum* Jancz. var. *minus* Jancz., Mémoire de la Société de Physique et des Sciences Naturelles de Genève 35/13: 408. 1907. - Tipo: Peru. Depto. Huánuco. Huamalies. Tantamayo, 3400 m, **Weberbauer 3723** (MOL!, B†).

= *Ribes praecox* J.F.Macbr., Publ. Field Mus. Nat. Hist. Chicago Bot. Ser. VIII: 116. 1930. — Tipo: Peru. Departamento Huánuco. Provincia Huamalies: Llata, 2100 m, **Macbride & Featherstone 2251** (F!, G!).

Janczewski (1906, 1907) reconoció tres de los nombres (***R. dombeyanum***, ***R. peruvianum***, ***R. viscosum***) para especies distintas, sin saber que Ruiz, Pavón y Dombey realmente viajaron juntos (parte del tiempo) y que normalmente todos los especímenes de Dombey son de especies que Ruiz y Pavón también recolectaron, probablemente el mismo día y muchas veces de la misma planta. Claramente este es el caso aquí, ***R. dombeyanum*** y ***R. viscosum*** son la misma cosa. El material que Janczewski recibió de Weberbauer, mucho mas reciente y mejor preservado, tenía hojas apenas lobadas, lo que era para él una razón suficiente para describir otra especie, ***R. peruvianum***. Sin embargo, como ahora sabemos después de recolectar la planta gran número de veces en el Perú, en la misma planta pueden existir hojas claramente lobadas (como en el tipo de ***R. viscosum***) y flabeladas sin lóbulos (como en el tipo de ***R. peruvianum***). Aparte de estas diferencias superficiales, las plantas son muy similares y, por ejemplo, comparten el caracter de tener flores de un amarillo claro (tal vez la única especie sudamericana de ***Ribes*** con flores realmente amarillas), hojas sumamente glandulosas y ásperas (por eso el nomen nudum ***Ribes scabrum***, que Dombey escribió sobre sus especimenes), y con venas muy elevadas en el envés ("valde venosa", Ruiz & Pavón 1799: 13). Así, sinonimizar estos tres nombres es una cosa muy obvia.

El nombre ***R. praecox*** es mas dificil: El tipo (el único espécimen que Macbride conoció) es una planta que recién estaba brotando, con inflorescencias en botones. Sin embargo, Macbride (1941) notó que la planta tenía flores amarillentas. La única posibilidad para averiguar la identidad de esta planta enigmática era recolectarla en el ***locus classicus***. Esto lo hicimos en Marzo 2001 y ahora sabemos, que ***R. praecox*** y ***R. viscosum*** son la misma cosa: En los alrededores de Llata ***R. viscosum*** es muy abundante e incluso crece en el mismo pueblo. La planta estaba en fruto cuando nosotros la recolectamos y este material con frutos junto con los tipos (con sus flores) no deja ni la menor duda que se trata de la misma especie.

Material adicional examinado:

PERU. **Dpto. Ancash.** Prov. Sihuas: Carretera Sihuas-Quiches, cerca de Huayllabamba, 3200—3600 m, 9.3.2001, **Weigend et al. 5064** (BSB, HUT, M, USM). - Prov. Huaylas: NP Huascarán, 77°40'W, 8°55'S, 4100—4000 m, 16.1.1985, **Smith et al. 9265** (HUT, MO, USM). NP Huascarán, 77°58'W, 8°50'S, 3800—3900 m, 7.4.1986, **Smith et al. 11927** (HUT, MO, USM). - Prov. Huari: PN Huascarán, 77°15'W, 9°27'S, 3970—4100 m, 8.5.1986, **Smith et al. 12372** (USM). Arriba de Chavín de Huántar, 3300—3600 m, 14.3.2001, **Weigend et al. 5155** (BSB, HUT, M, USM). Road from Chavín de Huántar to Catac, before tunel at pass height, 4000 m, S09°40‘ W077°15‘, 15.3.2001, **Weigend et al. 5158** (BSB, HUT, M, USM). - Prov. Bolgnesi; Chiquián, 3400—3900 m, 5.2.1997-2.4.1997, **Weigend & Dostert 97/184** (F, M, USM). Huancar, above Chiquián, 3740 m, 15.4.1949, **Ferreyra 5745** (US). Carretera Conococha-Chiquián, km 16, 3920 m, S10°07‘ W077°10‘, 16.3.2001, **Weigend et al. 5181** (BSB, HUT, M, USM).— **Depto. Huánuco.** Prov. Huánuco: cerca Huánuco, 1900—3700 m, 1965, **Bird 1404** (MO). carretera Huánuco-Huariaca, 28.10.1927, **Sawada P80** (F). - Prov. Huamalies: Llata, carretera Pachas-Llata, entre Porvenir y Llata, 3460 m, S09°35‘ W076°51‘,18.3.2001, **Weigend et al. 5229** (BSB, HUT, M, USM). Llata, carretera Puños-Miraflores (- Chavin de Pariarca), 3690 m, S09°31‘ W076°49‘, 18.3.2001, **Weigend et al. 5236** (BSB, HUT, M, USM). - Prov. Dos de Mayo: Road from Chavín de Pariarca to Quivilla, 3350 m, S09°32‘ W076°45‘, 20.3.2001, **Weigend et al. 5257** (BSB, HUT, M, USM).— **Depto. Lima.** Prov. Huarochiri: San Bartolomé, Bosque de Zárate, Quebrada Zárate, 2800 m, 29.6.1982, **Gutte & Müller 9524** (LZ). Prov. Canta: Huascoy, 3500 m, 30.5.1975, **Waechter s.n.** (USM). Prov. Huarochiri: San Bartolomé, 2800 m, 29.6.1982, **Gutte & Müller 9524b** (LZ). Chosica, carretera Santa Eulalia-Marcapomacocha, 3600 m, 8.3.1984, **Smith et al. 6269** (MO). San Bartolomé, Monte Zárate, 2700—2900 m, 5.11.1954, **Ferreyra 1499** (USM). Prov. Yauyos: Chicolla, 3750 m, 10.1.1952, Cerrate 1146 (USM). — Prov. Oyón, cerca Oyón, Río Huaura, 3800 m, 29.11.1964, **Koepcke 1861** (UC, US). Río Huaura, Valle Churiu, 3800 m, 30.7.1952, **Rauh-Hirsch P1907** (F). Carretera Yanahuanca-Oyón, km 78, 3770m, S10°40' W076°45', 8.4.2001, **Weigend et al. 5531** (BSB, HUT, M, USM). — **Depto. Pasco.** Prov. Cerro de Pasco: Huariaca, 3150 m, 3.4.1923, **Macbride 3092** (BM, F, HUH). Above Huariaca, entre Cerro y Ambo, 3000 m, 24.11.1945, **Seibert 2209** (MO, US). — **Depto. Junin.** Prov. Tarma: carretera de Tarma a Oroya, 12.11.1863, **Isern 2259** (F). San Pedro de Cajas, 3700 m, 23.2.1974, **Tovar 7178** (M).

Distribución y ecología: ***R. viscosum*** es endémico en el Perú y ampliamente distribuido en los departamentos Ancash, Huánuco, Pasco y Lima, adicionalmente conocemos algunos especímenes de Junín. La gran mayoría de las plantas fueron recolectadas arriba de los 3500 metros. La planta es generalmente muy abundante en los hábitats donde crece y muchas veces forma bosquecillos de una sola especie, o se encuentra junto con otros árboles o

arbustos de esta zona, por ejemplo ***Kageneckia lanceolata*** Ruiz & Pav o ***Pineda incana*** Ruiz & Pav. Como todas las especies de ***Ribes*** de Sudamerica, ***R. viscosum*** es dioica, así que solamente parte de las plantas forman frutos. Las bayas son rojizas e insípidas para el paladar humano, pero son consumidas rápidamente por la fauna silvestre.

Agradecimientos

Expresamos nuestra gratitud a los siguentes personas que nos ayudaron en el campo: Thassilo Franke, Harald Förther, Michaela Binder, y Nicolas Dostert (Munich, Alemania), Katja Weigend, Tilo Henning y Christof Schneider (Berlin, Alemania), Manuel Gonzáles (Cajamarca, Perú), Eric Rodríguez R. (HUT, Trujillo, Perú) y Asunción Cano E. (USM, Lima, Peru). Agradecemos a las agencias Deutsche Forschungsgemeinschaft, Deutscher Akademischer Austauschdienst, Friedrich-Ebert-Stiftung, y Studienstiftung des Deutschen Volkes por la ayuda prestada para financiar los estudios de campo. También agradecemos al Dr. Abundio Sagástegui A. (HAO) y a Eric Rodríguez R. (HUT) por la revisión del manuscrito.

Literatura Citada

Brako, L. & Zarucchi, J. 1993: Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Garden 45.

Janczewksi, E. 1906. Species generis ***Ribes*** L. I. Subgenerus ***Parilla***. Bull. Int. Acad. Cracovie Cl. Sci. Math. 1906: 755-763.

Janczewski, E. 1907. Monographie de Groseillier. Mémoire de la Société de Physique et des Sciences Naturelles de Genève 35/13: 199-517.

Macbride, J.F. 1941. Saxifragaceae, Flora of Peru 3(2). Publ. Field Mus. Nat. Hist., Bot. Ser. 13: 1015-1025.

Ruiz, H. & Pavón y Jimenez, J. 1799: Flora peruviana, et chilensis vol III. - Madrid.

Skrabal, J., Tillich, H. J. & Weigend, M. 2001, in press: A revision of the ***Passiflora lobbii*** group (Passifloraceae) including some new species and subspecies. Harvard Pap. Bot. 6: 309-339.

Fig. 1: ***Ribes viscosum*** (izquierda: **Weigend et al. 5181**, derecha: **Weigend et al. 5064**)

Arnaldoa
8(1): 45-48. 2001

Loudetia (Poaceae): un nuevo registro para el Perú

HAMILTON BELTRAN &
MARIA ISABEL LA TORRE
Museo de Historia Natural-U.N.M.S.M.
Av. Arenales 1256
Apartado 14-0434
Lima, Perú.

Resumen

Loudetia flammida es registrada por primera vez para el territorio peruano, colectada en el Santuario Nacional Pampas del Heath, Dpto. Madre de Dios.

Abstract

Loudetia flammida is reported for the first time for Peru, collected in Santuario Nacional Pampas del Heath, Dpto. Madre de Dios.

Introducción

Las Poaceae han sido documentadas y estudiadas extensamente (Brako & Zarucchi, 1993; Tovar,1993), ocupando el quinto lugar en especies de plantas con flores en el Perú, pero aún se continua encontrando nuevas especies (Peterson et al, 2000; . Alegria & Rugolo, 2001) y nuevos registros (Beltrán et al, 1999). En el Herbario (USM) al determinar las colecciones que ingresan encontramos a ***Loudetia flammida***, hasta ahora no registrada para el Perú.

Loudetia flammida (Trin.) C.E. Hubb. Bull. Misc. Inform. Kew 1936: 321. (1936). Fig. 1.

Arundinella flammida Trin. Species Graminum 3: t. 267. 1831.200

Hierba perenne, erguida, con cañas cilíndricas, 1.5-2.5 m de alto, 0.5-1 cm diámetro con nudos pubescentes barbados. **Hojas** lineales, 38-55 cm longiud, 5-12 mm ancho, aplanadas, enrrolladas, coriáceas, envés pubescente, ápice acuminado, lígula ciliada. **Panícula** ligeramente laxa, 20-40 cm longitud, 3-5 cm ancho, presencia de ramas filiformes en fascículos densos. **Espiguillas** bifloras. **Glumas** dos, cartáceas, tiesas, persistentes, gluma inferior 3.5-4 mm longitud, escabrosa, obtusa, trinervada, nervaduras pronunciadas, gluma superior 5.8- 6.5 mm longitud, aguda y glabra. **Flósculo** inferior estaminado, persistente, 5.8-6 mm, pálea,3.2 mm, ramas de las espiguillas ligeramente hispidulosas. **Flósculo** superior perfecto, caedizo en la madurez, lema 3.2-3.5 mm pilosa, con arista de 15 mm retorcida en

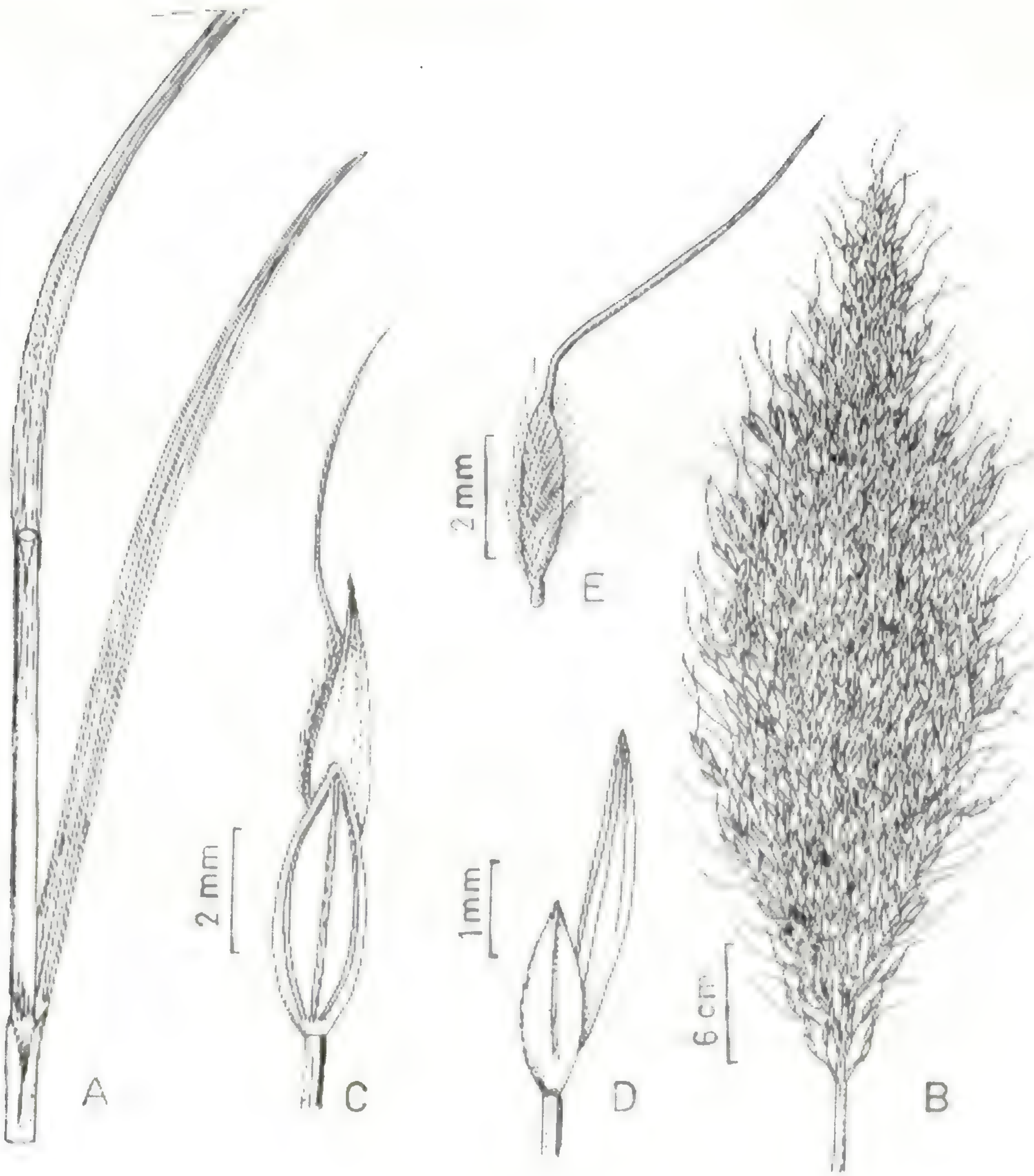


Fig. 1 ***Loudetia flammida*** (Trin.) C.E. Hubb. **A**. Rama; **B.** Panícula; **C.** Espiguilla; **D.** Glumas; **E.** Flósculo superior (Dibujado de **H. Beltrán et al.** 2290 USM)

la parte basal, pálea semejante en tamaño a la lema aproximadamente 3.2 mm longitud. **Cariópside** linear a oblongo.

Material estudiado

PERU. Dpto. MADRE DE DIOS. Prov. Tambopata. Río Heath. Santuario Nacional Pampas del Heath, 68° 53' W, 12° 57' S. Alt. 200 m, **H. Beltrán et al 2290** (USM 136675, F); **A. Gentry & P. Nuñez 69454** (MO); **J.Alban & R.Foster 2290** (USM 117761, F)

Distribución: De acuerdo a Reinvoize, S. (1998), es conocida en Bolivia, Brasil y Paraguay. Ahora registramos para el Perú, colectada en sabana abierta , dominada por Cyperáceas, Gramíneas. ***Loudetia flammida*** generalmente está asociada a los montículos termiteros junto con arbustos de ***Ocotea gracilis***, ***Ayapana amygdalina*** y ***Macairea thyrsiflora.***

Agradecimiento

Agradecemos al Blgo. Severo Baldeón por la ilustración de la especie.

Literatura Citada

Alegria, O. J. & Rugolo de Agrasar,Z.E. 2001. ***Muhlenbergia monandra*** (POACEAE: ERAGROSTIDEAE), nueva especie anual endémica del Perú. Darwiniana 39(1-2): 19 -28

Beltrán, H., R.Foster & A.G de Mera. 1999. Nuevas adiciones a la Flora del Peru. Candollea 54: 57-64.

Brako,L. & J.L.Zarucchi. 1993 . Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45: XL +1-1286.

Peterson et al. 2000. ***Eragrostis ancashensis*** (POACEAE: CHLORIDOIDEAE) a new species from Ancash, Peru. Sida:

Renvoize, S. A. 1998. Gramineas de Bolivia. Royal Botanical Garden, Kew.

Tovar, O.1993. Las Gramineas (POACEAE) del Perú. Ruizia 13: 1-480.

Arnaldoa
8(1): 49-70. 2001

Vegetación y estado de conservación de la cuenca del Río Ilo-Moquegua, Lomas de Ilo y áreas adyacentes

MÓNICA ARAKAKI
ASUNCIÓN CANO
Museo de Historia Natural - UNMSM
Av. Arenales 1256,
Apartado 14-0434,
Lima 14, PERÚ

Resumen

Se presenta una síntesis de las observaciones realizadas durante dos años y medio de trabajos florísticos en la cuenca del Río Ilo-Moquegua, Lomas de Ilo y áreas adyacentes. Se hacen varios aportes en relación a la composición florística, y se analiza y describe ésta en relación a la vegetación y sus variaciones en el aspecto y las especies que la componen, a la situación geográfica, el medio ecológico y las características geológicas de la zona de estudio. También se analiza la influencia de la actividad humana sobre estos biomas.

Abstract

A synthesis of observations made over the course of two and a half years of floristic research carried out in the basin of the Ilo-Moquegua river, the Lomas of Ilo and adjacent areas is presented. Various contributions to the knowledge of the floristic composition of the region are made. The floristic composition is analyzed and described with respect to the structure of the vegetation and its variations; as well as its relations to the geographical, ecological and geological characteristics of the study region. An analysis of the human influence on these biomes is also included.

Introducción

La cuenca hidrográfica del Río Ilo-Moquegua, conocida también como la del Río Osmore, se encuentra localizada en el extremo suroccidental del Perú, formando parte de las provincias de Ilo y Mariscal Nieto, en el departamento de Moquegua. Esta cuenca se extiende desde las altas cumbres, a más de 5000 m, hasta el nivel del mar en la desembocadura del río al Océano Pacífico. Las Lomas de Ilo, ubicadas a lo largo de la costa se encuentran entre las más meridionales del territorio peruano (Fig. 1).

La principal dificultad encontrada al intentar establecer equivalencias entre las zonas

de vegetación propuestas por diferentes autores (Weberbauer 1945, Sarmiento 1975, ONERN 1976, Ferreyra 1983) fue la distinta metodología, terminología y límites altitudinales usados. El análisis presentado aquí se ha hecho acorde a las experiencias de terreno y sistematizando descripciones de otros autores. Básicamente se ha seguido el esquema de Weberbauer (1945), que sitúa al área de estudio en tres grandes zonas de vegetación: el territorio costanero de los desiertos y lomas, el territorio de los andes occidentales del sur y el territorio de puna del sudeste.

De acuerdo a la caracterización de zonas áridas, realizada en el taller de expertos sobre conservación y uso sostenible de la biodiversidad en zonas áridas y semiáridas de América Latina (FAO, 1994), están considerados como ecosistemas prioritarios: las lomas costeras, los matorrales áridos del litoral, los valles secos costeros, los espinales con *Prosopis* y *Acacia*, el altiplano y la puna. El estado de conservación de estas zonas puede definirse como de regular a malo, debido a numerosos problemas, incluyendo el desconocimiento de las especies en sus diversos aspectos, tales como el taxonómico, usos potenciales, ecofisiología, biología, historia natural, así como carencia de estudios poblacionales que tiendan a determinar el número de individuos susceptibles de aprovechamiento. Frente a esta situación, alertan sobre la necesidad de sistematizar la información disponible en informes, publicaciones, centros científicos, museos y colecciones diversas.

Area de Estudio

El Río Ilo-Moquegua es uno de los principales cursos de agua en el departamento de Moquegua. Cuenta con un área de drenaje total de 3480 km^2 y una longitud máxima de recorrido de 139 km. Su principal fuente de alimentación son las pequeñas lagunas, bofedales y lluvias periódicas que ocurren en la región entre los meses de diciembre a abril. Los deshielos de los nevados Chuquiananta y Arundane aportan en menor grado.

La zona de estudio ha sido escenario de intensos eventos geológicos que han originado estructuras de diversa magnitud, tales como fallamientos y plegamientos, cuyo rumbo general es sensiblemente paralelo a la Cordillera de los Andes (Peñaherrera, 1969). De la faja litoral a la parte media del flanco occidental, la mineralización metálica está representada fundamentalmente por cobre, y en menor escala fierro y plomo. Dicha mineralización ha permitido el desarrollo de la minería en la zona de estudio (ONERN, 1976). La vertiente occidental presenta pendientes muy marcadas que hacen muy rápido el ascenso en altitud (Valencia, 1992) y geológicamente, la región de puna muestra mucha heterogeneidad, existiendo abundantes manifestaciones de vulcanismo pasado y presente (Cabrera, 1968).

El clima en la parte baja de la cuenca es similar al resto de la costa peruana, que es de tipo desértico y cálido (ONERN, 1976). La precipitación, que es de unos escasos milímetros, cae en forma de lluvias finas y garúas durante los meses de invierno y son suficientes para producir la vegetación de lomas. En la vertiente occidental, la precipitación y la temperatura siguen dos gradientes muy pronunciadas, latitudinal y altitudinal; en el sur de Perú predominan condiciones muy secas y la variación en la temperatura con respecto a la altitud es en

promedio de disminución de 0,4 °C por cada 100 m de elevación (Valencia, 1992). El clima de la puna es en términos generales seco y frío, con grandes contrastes de temperatura durante todo el año y lluvias exclusivamente estivales. En relación con la precipitación, la puna del departamento de Moquegua corresponde a la "puna seca" de Troll (1968), (Fig. 1).

Influencia humana y actividades productivas y extractivas

En la cuenca del Río Ilo-Moquegua existe una larga historia de ocupación humana y de explotación de los recursos (Watanabe et al., 1990). La ciudad de Ilo ha funcionado desde antiguo como puerto natural de la zona. Actualmente es uno de los puertos más importantes en la región sur del país, siendo la pesca industrial la actividad económica que predomina como fuente de ingreso en la ciudad y en menor grado la artesanal o pesca de consumo. En los últimos años la producción y comercialización de harina y aceite de pescado ha ido en aumento por la instalación de nuevas fábricas en Ilo.

El mayor foco de actividad agropecuaria se da en los valles. En los sectores medio y bajo de la cuenca se desarrollan cultivos subtropicales que están supeditados al suministro de una dotación permanente de agua de riego. En los últimos años, la agricultura en esta parte ha sido considerablemente afectada por los contaminantes sulfurosos que diariamente son expelidos en la planta de fundición y que debido a la inversión térmica revierten al valle de Ilo; en el sector de las quebradas se dan características similares a las de los valles en cuanto a condiciones edáficas, pero estas áreas son más pequeñas e interrumpidas; por encima de los 2500 m, gran parte de los cultivos son desarrollados en andenes, por la fuerte pendiente de las laderas y existen evidencias que en épocas pasadas las áreas agrícolas fueron mayores, tal como lo atestigua la gran cantidad de andenerías que hoy se encuentran abandonadas o destruidas.

Las áreas de lomas son empleadas para el pastoreo de ganados caprino y vacuno. En los valles de Moquegua y Torata se sostiene una buena ganadería lechera. El área de tolares y pajonales soporta un fuerte pastoreo y a más de 4000 m, la vegetación natural aprovechable está circunscrita a los bofedales, donde llamas y alpacas encuentran pastos todo el año.

La minería ha hecho de Moquegua la primera zona en el país en producción por habitante. La empresa Southern Peru Copper Corporation (SPCC) ha operado en Cuajone e Ilo (Moquegua) y Toquepala (Tacna), extrayendo cobre, fierro y plomo durante aproximadamente cuatro décadas. Todo este tiempo se han presentado conflictos y controversias entre la opinión pública, el gobierno y la empresa SPCC, ya que existen evidencias de que la mayor fuente de contaminación en la región es de origen industrial, con la fundición metalúrgica SPCC y le siguen, en menor grado, las fábricas de harina y aceite de pescado, las aguas residuales domésticas y los basurales. Producto de estas actividades, se presentan una serie de procesos degradativos, los cuales se dan a diferentes intensidades y si a esto agregamos la extrema aridez propia de la zona de estudio, con sus sequías recurrentes, estos procesos se aceleran y se hacen cada vez más agudos.

COSTA

Lomas (Fig. 2)

Esta formación vegetal se presenta sólo en la costa desértica de Perú y Chile, entre los 8° y 26° de Latitud Sur. En la mayor parte de estas formaciones, la precipitación anual alcanza unos escasos milímetros y las neblinas, que se mantienen gracias a la corriente peruana, hacen posible algún tipo de vida perenne o estacional (Sarmiento, 1975).

La región de lomas estudiada se encuentra entre las más meridionales del territorio peruano. Las colinas son relativamente bajas, con altitudes entre 20 y 800 m, el relieve es ondulado suave con suelo arcilloso-arenoso a franco-arenoso y el régimen pluvial es mayor durante el invierno. Pero lo más característico de estas lomas es que rara vez se presentan en inviernos consecutivos. Durante los eventos "El Niño", como el de 1997-98 ocurrido durante el presente estudio, se observa un notable desarrollo de la vegetación herbácea, coloreando las lomas de rosado y celeste. Esto es esperado con ansias por los lugareños, ya que aprovechan para trasladar su ganado desde los valles interandinos. Ellos utilizan diversos topónimos para designar a las lomas vecinas a Ilo, tales como Mostazal, Mostacilla, Nicona, Huacaruna, Lastaya, etc. (Ferreyra, 1961).

Aquí, las comunidades vegetales se acomodan en dos facies, una arbustiva y otra herbácea (Ferreyra, 1961), donde la primera está constituida por *Croton ruizianus* Müll. Arg. como dominante y *Grindelia glutinosa* (Cav.) Dunal; el herbazal, aparte de colorido, es muy variado, destacándose: *Salvia rhombifolia* Ruiz & Pav., *Palaua dissecta* Benth., *P. weberbaueri* Ulbr., *Cristaria multifida* Cav., *Nolana arenicola* I.M. Johnst., *N. johnstonii* Vargas, *N. spathulata* Ruiz & Pav., *Nicotiana glauca* Graham, *N. paniculata* L., *Heliotropium curassavicum* L., *H. krauseanum* Fedde, *Tragus racemosus* (L.) All., *Tiquilia litoralis* (Phil.) A.T. Richardson, *T. paronychioides* (Phil.) A.T. Richardson, *Tetragonia* spp., *Oenothera arequipensis* Munz & I.M. Johnst., *Chenopodium petiolare* Kunth, *Nasa urens* (Jacq.) Weigend, *Hoffmannseggia prostrata* Lagerh. ex DC. y *H. stipulata* Sandwith. Las suculentas, *Sesuvium portulacastrum* (L.) L., *Tetragonia crystallina* L'Hér., *T. ovata* Phil. y *T. vestita* I.M. Johnst., ocupan generalmente los sectores inferiores y con menos frecuencia encontramos a: *Dicliptera ruiziana* Wassh., *Ciclospermum laciniatum* (DC.) Constance, *Domeykoa saniculifolia* Mathias & Constance, *Cotula australis* (Sieber ex Spreng.) Hook. f., *Gamochaeta americana* (Mill.) Wedd., *G. purpurea* (L.) Cabrera, *Grindelia glutinosa* (Cav.) Dunal, *Polyachyrus annuus* I.M. Johnst., *P. fuscus* (Meyen) Walp., *Zinnia peruviana* (L.) L., *Cryptantha* sp., *Lippia nodiflora* (L.) Michx., *Pitraea cuneato-ovata* (Cav.) Caro, *Drymaria paposana* Phil., *Spergularia collina* I.M. Johnst., *S. congestifolia* I.M. Johnst., *S. fasiculata* Phil., *Chenopodium murale* L., *Sicyos baderoa* Hook. & Arn., *Alstroemeria violacea* Phil., *Plantago limensis* Pers., *Cenchrus incertus* M.A. Curtis, *Echinochloa crus-pavonis* (Kunth) Schult., *Eragrostis peruviana* (Jacq.) Trin., *Nassella nardoides* (Phil.) Barkworth, *Paspalum* sp., *Urochloa mutica* (Forssk.) T.Q. Nguyen, *Gilia laciniata* Ruiz & Pav., *Monnina macrostachya* Ruiz & Pav., *Cardiospermum corindum* L., *Solanum multifidum* Ruiz & Pav., *Adiantum subvolubile* Mett. ex Kuhn y *Cheilanthes peruviana* (Desv.) T. Moore. En el sector más bajo se encuentran las especies *Tillandsia purpurea* Ruiz & Pav. y *T. recurvata* (L.) L..

En la década de los 60, las lomas de Ilo se diferenciaban de las de Tacna básicamente porque en Lastaya, al norte de Ilo, se podían encontrar bosques ralos de *Caesalpinia spinosa* (Molina) Kuntze "tara" y algunos árboles de *Sapindus saponaria* L. "chololo". Hoy estas plantas han desaparecido, permaneciendo los árboles muertos que cubren grandes extensiones de estas lomas extintas. Los troncos son usados actualmente para la obtención de carbón vegetal (Fig. 3).

Monte ribereño

Se presenta en las riberas del Río Ilo-Moquegua, su límite inferior está casi al nivel del mar y su límite superior va hasta las vertientes occidentales (1300-1500 m). El relieve es plano a ligeramente ondulado, los suelos son arenoso-limosos y en ciertos sectores presentan predominancia de arcilla, además, generalmente con salinidad excesiva debido a la intensa actividad agrícola de riego que se desarrolla en estas zonas. El clima es seco y cálido y las lluvias son estacionales, de diciembre a marzo (ONERN, 1976).

La vegetación natural es muy escasa, está compuesta por arbustos y sufrútices ribereños: *Tessaria integrifolia* Ruiz & Pav., *Tecoma fulva* (Cav.) G. Don, *Phragmites australis* (Cav.) Trin. ex Steud., *Baccharis* sp., *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don, *Cordia lutea* Lam., *Crotalaria incana* L., *Desmanthus virgatus* (L.) Willd., *Senna birostris* (Dombey ex Vogel) H.S. Irwin & Barneby, *Anoda cristata* (L.) Schltdl., *Sida cordifolia* L., *Boerhavia diffusa* L., *Solanum americanum* Mill.; hierbas consideradas invasoras o malezas: *Alternanthera halimifolia* (Lam.) Standl. ex Pittier, *Amaranthus dubius* Mart. ex Thell., *A. viridis* L., *Hydrocotyle bonariensis* Lam., *Ambrosia peruviana* Willd., *Flaveria bidentis* (L.) Kuntze, *Galinsoga parviflora* Cav., *Picrosia longifolia* D. Don, *Cryptantha parviflora* (Philippi) Reiche, *Heliotropium* sp., *Lepidium* sp., *Chenopodium album* L., *C. ambrosioides* L., *Ipomoea* sp., *Cyperus corymbosus* Rottb., *C. tacnensis* Nees & Meyen, *Eleocharis geniculata* (L.) Roem. & Schult., *Scirpus pungens* Vahl, *Chamaesyce hirta* (L.) Millsp., *C. hypericifolia* (L.) Millsp., *Ricinus communis* L., *Desmodium scorpiurus* L., *Hoffmannseggia ternata* Phil., *Vigna luteola* (Jacq.) Benth., *Cristaria multifida* Cav., *Malvastrum coromandelianum* (L.) Garcke, *Boerhavia erecta* L., *Oenothera rosea* L'Hér. ex Aiton, *Argemone subfusiformis* G.B. Ownbey, *Passiflora foetida* L., *Bromus catharticus* Vahl, *Cenchrus echinatus* L., *C. myosuroides* Kunth, *Chloris radiata*, *C. virgata* Sw., *Cynodon maritimus* Kunth, *Eragrostis mexicana* (Hornem.) Link, *Eriochloa polystachya* Kunth, *Leptochloa uninervia* (J. Presl) Hitchc. & Chase, *Polypogon elongatus* Kunth, *Setaria verticillata* (L.) P. Beauv., *Stipa annua* Mez, *Polygonum hydropiperoides* Michx., *Mimulus glabratus* Kunth, *Veronica anagallis-aquatica* L., *Lycopersicon chilense* Dunal, *L. peruvianum* (L.) Mill., *Nicandra physalodes* (L.) Gaertn., *Solanum corymbosum* Jacq., *Waltheria ovata* Cav., *Verbena litoralis* Kunth, *Equisetum bogotense* Kunth y *Azolla mexicana* C. Presl y escasos árboles: *Schinus molle* L., *Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. ex Willd., *Prosopis* sp. y *Sapindus saponaria* L..

Las plantas cultivadas dominan el paisaje. En la parte baja del valle se desarrollan extensos cultivos de olivo, alfalfares que sostienen la ganadería lechera, cultivos de árboles

frutales y otros cultivos menores de plantas alimenticias. Entre las especies escapadas de cultivo están: *Medicago sativa* L., *Asparagus officinalis* L., *Brassica rapa* L., *Raphanus sativus* L., *Gossypium barbadense* L., *Lycopersicon esculentum* Mill., *Tropaeolum majus* L. y *Vitis vinifera* L. Son abundantes las malezas introducidas y naturalizadas: *Ammi visnaga* (L.) Lam., *Cichorium intybus* L., *Sonchus oleraceus* L., *Taraxacum officinale* Weber, *Euphorbia peplus* L., *Leucaena leucocephala* (Lam.) de Wit, *Melilotus indica* (L.) All., *Marrubium vulgare* L., *Malva parviflora* L., *Plantago major* L., *Cynodon dactylon* (L.) Pers., *Eragrostis cilianensis* (All.) Vignolo ex Janch., *Polypogon monspeliensis* (L.) Desf., *Sorghum bicolor* (L.) Moench, *Portulaca oleracea* L., *Anagallis arvensis* L., *Datura stramonium* L. y *Solanum chrysotrichum* Schltdl.. También es frecuente encontrar especies características de lomas, como *Tiquilia paronychioides* (Phil.) A.T. Richardson, *Sicyos baderoa* Hook. & Arn., *Hoffmannseggia prostrata* Lagerh. ex DC., *Sida spinosa* L., *Nicotiana glauca* Graham, *N. paniculata* L., *Lippia nodiflora* (L.) Michx. y *Pitraea cuneato-ovata* (Cav.) Caro.

Desierto

Entre las latitudes 16°S y 17°S (departamentos de Arequipa y Moquegua), la costa es muy angosta y asciende abruptamente a los 1000 m hacia el este. Aquí se ubican extensas planicies desérticas con alta insolación y precipitación prácticamente nula (López, 1982). El relieve está constituido por pampas y colinas, los suelos son arenosos rocosos, con fertilidad muy baja. Esta área está desprovista de vegetación y de recursos edáficos aprovechables (ONERN, 1976).

Aunque no con mucha frecuencia, hemos observado pequeñas manchas de vegetación aisladas que se desarrollan gracias a emanaciones de aguas salobres. En ellas hallamos sólo dos especies: *Tessaria integrifolia* Ruiz & Pav. y *Distichlis spicata* (L.) Greene.

VERTIENTES OCCIDENTALES DEL SUR

Piso de cactáceas

Se encuentra en los escarpados flancos occidentales, donde el relieve es accidentado y el suelo rocoso pedregoso. Se origina entre los 1300-1500 m y los 2500 m pueden admitirse como su límite superior, aunque en algunos lugares, las cactáceas suben más allá de los 3000 m.

La insolación en estas zonas es fuerte y la precipitación, que es escasa e irregular, no llega a los 200 mm por año. A este nivel son frecuentes las cactáceas columnares y los arbustos. Las cactáceas están representadas por las siguientes especies: *Browningia candelaris* (Meyen) Britton & Rose, *Corryocactus brevistylus* (K. Schum. ex Vaupel) Britton & Rose, *Echinopsis pachanoi* (Britton & Rose) Friedrich & G.D. Rowley, *Echinopsis* sp., *Haageocereus* sp., *Armatocereus* sp., *Weberbauerocereus torataensis* F. Ritter y *Neoraimondia*

arequipensis (Meyen) Backeb.. Los arbustos por: *Grindelia bergii* (Hieron.) Cabrera, *Centaurea melitensis* L., *Mutisia acuminata* Ruiz & Pav., *Polyachyrus sphaerocephalus* D. Don, *Viguiera procumbens* (Pers.) S.F. Blake, *Cordia lutea* Lam., *Croton* sp. Entre las hierbas encontradas con mayor frecuencia están: *Ciclospermum leptophyllum* (Pers.) H. Eichler, *Bidens pilosa* L., *Conyza bonariensis* (L.) Cronquist, *Spergularia fasiculata* Phil., *Mentzelia chilensis* Gay, *Malesherbia ardens* J.F. Macbr., *Modiola caroliniana* (L.) G. Don, *Tarasa capitata* (Cav.) Bates, *Polypogon elongatus* Kunth *y Tribulus terrestris* L..

Se observa este tipo de vegetación en casi todo el camino que une a las poblaciones de Moquegua y Torata.

Monte ribereño (Fig. 4)

Se repite esta formación, a lo largo de la cuenca, hasta los 3200 m aproximadamente. Se observa similitud en la composición de especies ribereñas entre el valle de Torata, valle de Moquegua y valle de Ilo, constituyéndose el río como un corredor para la dispersión de las especies.

El relieve es medianamente accidentado, los suelos son muy permeables, de textura media, algo pedregosos y de fertilidad media (ONERN, 1976). La vegetación esta conformada principalmente por plantas cultivadas, plantas introducidas naturalizadas y unas pocas especies nativas características del monte ribereño: *Schinus molle* L., *Acacia macracantha* Humb. & Bonpl. ex Willd., *Amaranthus hybridus* L., *Hydrocotyle bonariensis* Lam., *Achyrocline alata* (Kunth) DC., *Ambrosia arborescens* Mill., *A. peruviana* Willd., *Ophryosporus peruvianus* (J.G. Gmel.) R.M. King & H. Rob., *Tessaria integrifolia* Ruiz & Pav., *Trixis cacalioides* (Kunth) D. Don, *Chenopodium ambrosioides* L., *Crotalaria incana* L., *Otholobium pubescens* (Poir.) J.W. Grimes, *Marrubium vulgare* L., *Oenothera rosea* L'Hér. ex Aiton, *Galium weberbaueri* Krause, *Solanum americanum* Mill., *Junellia juniperina* (Lag.) Moldenke, *Verbena litoralis* Kunth, *Fagonia chilensis* Hook. & Arn. y *Equisetum bogotense* Kunth, entre otras.

Se desarrolla la ganadería de vacunos y ovinos a base de alfalfares y se llevan a cabo cultivos de subsistencia estacionales.

Matorral

Se inicia a partir de los 3000 m y se confunde con el piso de cactáceas por su carácter transicional. El relieve es accidentado y los suelos son arenoso-pedregosos. El clima es extremadamente seco y templado frío. Las lluvias se presentan irregularmente durante los meses de diciembre a marzo. La vegetación está conformada por arbustos bien desarrollados y en su mayoría resinosos y/o espinosos, varios sufrútices y cactáceas: *Ambrosia artemisioides* Meyen & Walp. ex Meyen, *Baccharis petiolata* DC., *B. tricuneata* (L. f.) Pers., *Centaurea melitensis* L., *Diplostephium meyenii* (Sch. Bip. ex Wedd.) S.F. Blake,

Grindelia bergii (Hieron.) Cabrera, *G. glutinosa* (Cav.) Dunal, *G. tarapacana* Phil., *Gynoxys longistyla* (Greenm. & Cuatrec.) Cuatrec., *Helogyne apaloidea* Nutt., *Mutisia acuminata* Ruiz & Pav., *Ophryosporus heptanthus* (Sch. Bip. ex Wedd.) R.M. King & H. Rob., *Senecio phylloleptus* Cuatrec., *Viguiera procumbens* (Pers.) S.F. Blake, *Adesmia spinosissima* Meyen ex Vogel, *Otholobium pubescens* (Poir.) J.W. Grimes, *Croton ruizianus* Müll. Arg., *Salvia haenkei* Benth., *Buddleja coriacea* Remy, *Bougainvillea spinosa* (Cav.) Heimerl, *Colletia spinosissima* J.F. Gmel., *Kageneckia lanceolata* Ruiz & Pav., *Salpichroa weberbaueri* Dammer, *Dunalia spinosa* (Meyen) Dammer, *Cantua buxifolia* Juss., *Ephedra rupestris* Benth., *E. americana* Humb. & Bonpl. ex Willd., *Echinopsis pachanoi* (Britton & Rose) Friedrich & G.D. Rowley, *E. pampana* (Britton & Rose) D.R. Hunt, *Opuntia sphaerica* Foerster *y O. subulata* (Muehlenpf.) Engelm.; hierbas que ocupan las quebradas o lugares más humedos: *Sarcostemma andinum* (Ball) R.W. Holm, *Acanthoxanthium spinosum* (L.) Fourr., *Achyrocline alata* (Kunth) DC., *Conyza bonariensis* (L.) Cronquist, *Galinsoga parviflora* Cav., *Gamochaeta americana* (Mill.) Wedd., *Senecio boliviensis* Sch. Bip., *S. cumingii* Hook. & Arn., *S. neoviscosus* Cuatrec., *S. rudbeckiifolius* Meyen & Walp., *Stevia weberbaueri* B.L. Rob., *Vasquezia oppositifolia* (Lag.) S.F. Blake, *Cryptantha parviflora* (Philippi) Reiche, *C. peruviana* I.M. Johnst., *Heliotropium arborescens* L., *H. toratense* I.M. Johnst., *Lantana scabiosaeflora* H. B. & K., *Brayopsis calycina* (Desv.) Gilg & Muschl., *Sisymbrium peruvianum* DC., *Cerastium nanum* Muschl., *Apodanthera mandonii* Cogn., *Cyclanthera mathewsii* Arn., *Dalea moquehuana* J.F. Macbr., *D. onobrychis* DC., *Lupinus ballianus* C.P. Sm., *L. toratensis* C.P. Sm., *Balbisia meyeniana* Klotzsch, *Geranium sessiliflorum* Cav., *Nama dichotomum* (Ruiz & Pav.) Choisy, *Phacelia pinnatifida* Griseb. ex Wedd., *Nothoscordum bivalve* (L.) Britton, *Cajophora carduifolia* C. Presl, *C. superba* Phil., *Modiola caroliniana* (L.) G. Don, *Urocarpidium albiflorum* Ulbr., *Colignonia parviflora* (Kunth) Choisy, *Epilobium denticulatum* Ruiz & Pav., *Oxalis* sp., *Passiflora peduncularis* Cav., *Monnina macrostachya* Ruiz & Pav., *Portulaca perennis* R.E. Fr., *Cortaderia jubata* (Lemoine ex Carrière) Stapf, *Bartsia serrata* Molau, *Calceolaria angustiflora* Ruiz & Pav., *C. inamoena* Kraenzl., *C. lobata* Cav., *C. plectranthifolia* Walp., *C. sclerophylla* Molau, *Leptoglossis acutiloba* (I.M. Johnst.) Hunziker & Subils, *L. albiflora* (I.M. Johnst.) Hunziker & Subils, *Solanum nitidum* Ruiz & Pav., *S. phyllanthum* Cav., *S. radicans* L. f., *Tropaeolum tuberosum* Ruiz & Pav., *Urtica urens* L., *Verbena clavata* Ruiz & Pav., *Fagonia chilensis* Hook. & Arn., *Tribulus terrestris* L., *Cystopteris fragilis* (L.) Bernh., *Cheilanthes pruinata* Kaulf. y *Pityrogramma trifoliata* (L.) R.M. Tryon.

Conforme se asciende, la vegetación se presenta como un mosaico, compuesto por matorrales, matorrales ralos con pajonales o solamente pajonales, donde predominan las gramíneas: *Festuca orthophylla* Pilg., *Stipa ichu* (Ruiz & Pav.) Kunth, *Festuca dolichophylla* J. Presl, *Muhlenbergia peruviana* (P. Beauv.) Steud., *Aristida adscensionis* L., *Enneapogon desvauxii* P. Beauv., *Nassella neesiana* (Trin. & Rupr.) Barkworth, *Polypogon interruptus* Kunth y *Setaria parviflora* (Poir.) Kerguélen.

Se presenta un pastoreo intensivo en esta zona, además de la extracción de leña (ONERN, 1976).

PUNA

Estepa arbustiva (Fig. 5)

El límite inferior está entre los 3500 y 3700 m. El límite superior es difícil de definir porque la vegetación a estas altitudes varía desde formaciones con dominancia de arbustos o gramíneas, hasta formaciones intermedias, en las cuales pueden dominar los arbustos densos, los arbustos achaparrados, las plantas en cojín, las gramíneas xeromórficas, etc. y se encuentra aproximadamente a los 4500 m.

El relievè es ondulado y los suelos son pedregosos, generalmente erosionados y de fertilidad baja (ONERN, 1976).

Las gramíneas más comunes son: *Anthochloa lepidula* Nees & Meyen, *Calamagrostis preslii* (J. Presl) Hitchc., *Festuca dolichophylla* J. Presl, *F. orthophylla* Pilg., *Muhlenbergia peruviana* (P. Beauv.) Steud. y *Stipa ichu* (Ruiz & Pav.) Kunth.

Estepa arbustiva con dominancia de tola

Las plantas se presentan muy dispersas, dejando grandes porciones de suelo desnudo; los arbustos dominantes son *Parastrephia lepidophylla* (Wedd.) Cabrera, *Baccharis tricuneata* (L. f.) Pers. y *Fabiana stephanii* Hunz. & Barboza, conocidos los tres bajo el nombre común de "tola". Además se presentan otros arbustos acompañantes, menos densos, generalmente achaparrados y espinosos, tales como: *Proustia berberidifolia* (Cuatrec.) Ferreyra, *Chersodoma jodopappa* (Sch. Bip.) Cabrera, *Diplostephium meyenii* (Sch. Bip. ex Wedd.) S.F. Blake, *Adesmia spinosissima* Meyen ex Vogel, *Balbisia meyeniana* Klotzsch, *Margyricarpus sp., Oreocereus leucotrichus* (Phil.) Wagenkn., *Ephedra rupestris* Benth. *y Chuquiraga rotundifolia* Wedd..

Es común la presencia de *Opuntia ignescens* Vaupel, la cual forma almohadillados relativamente grandes que llaman la atención por el color de las espinas anaranjado brillantes.

En toda esta área se produce un pastoreo extensivo de ganados vacuno, ovino y de camélidos. Aunque la "tola" da un sabor desagradable a la carne de estos animales, es casi la única fuente de forraje.

Entre las hierbas acompañantes estan: *Lepidium meyenii* Walp., *Mancoa hispida* Wedd., *Sisymbrium peruvianum* DC., *Weberbauera spathulifolia* (A. Gray) O.E. Schulz, *Lupinus ballianus* C.P. Sm., *Geranium sessiliflorum* Cav., *Nototriche rugosa* (Phil.) A.W. Hill, *Epilobium denticulatum* Ruiz & Pav., *Quinchamalium procumbens* Ruiz & Pav., *Bartsia serrata* Molau, *B. weberbaueri* Diels, *Calceolaria inamoena* Kraenzl., *C. lobata* Cav., *C. parvifolia* Wedd., *C. plectranthifolia* Walp., *C. sclerophylla* Molau y *Verbena clavata* Ruiz & Pav..

Estepa arbustiva con dominancia de yareta (Fig. 6)

Cerca al límite superior, aproximadamente 4500 m, el arbusto dominante es la *Azorella*

compacta Phil., "yareta", caracterizada por su forma pulvinada. Éste se encuentra generalmente en zonas rocosas sobre suelos de baja fertilidad (Fig. 5). La vegetación presenta un aspecto mixto, con la presencia de escasos arbustos bajos (*Margyricarpus* sp., *Opuntia ignescens* Vaupel, *Adesmia spinosissima* Meyen ex Vogel, *Parastrephia lepidophylla* (Wedd.) Cabrera, *Baccharis tricuneata* (L. f.) Pers., *Ephedra rupestris* Benth.); hierbas (*Quinchamalium procumbens* Ruiz & Pav., *Calceolaria inamoena* Kraenzl., *Valeriana nivalis* Wedd., *Verbena clavata* Ruiz & Pav., *Lupinus ballianus* C.P. Sm., *Bartsia serrata* Molau) y una considerable cantidad de líquenes sobre las rocas.

Bosques de *Polylepis*

Se encuentran entre los 3500 y 4000 m. Estas formaciones se presentan como elementos de los matorrales o como relictos de bosques que se ubican en terrenos accidentados y ondulados, muchas veces inaccesibles (Young y León, 1993), sobre suelos rocosos-pedregosos de profundidad variable y con fertilidad natural alta (ONERN, 1976). El clima es frío y la precipitación es regular entre los meses de diciembre a marzo, con un promedio de 260 mm anuales. La agricultura en este sector es casi nula.

Los arbolillos de *Polylepis besseri* Hieron., "queñoales", son usados como combustible vegetal junto con *Parastrephia lepidophylla* (Wedd.) Cabrera, "tola", a la que se encuentra asociado. En el límite superior, los arbustos se hacen más diversos y las plantas herbáceas, generalmente gramíneas, son utilizadas intensamente como forraje.

Son comunes los arbustos y sufrútices: *Chuquiraga rotundifolia* Wedd., *Parastrephia lepidophylla* (Wedd.) Cabrera, *Adesmia spinosissima* Meyen ex Vogel, *Balbisia meyeniana* Klotzsch, *Margyricarpus* sp., *Fabiana stephanii* Hunz. & Barboza *y Opuntia ignescens* Vaupel; y las plantas herbáceas: *Senecio boliviensis* Sch. Bip., *S. cumingii* Hook. & Arn., *Weberbauera spathulifolia* (A. Gray) O.E. Schulz, *Lupinus ballianus* C.P. Sm., *Geranium sessiliflorum* Cav., *Bomarea ovata* (Cav.) Mirb., *Anthochloa lepidula* Nees & Meyen, *Calamagrostis preslii* (J. Presl) Hitchc., *Festuca dolichophylla* J. Presl, *F. orthophylla* Pilg., *Muhlenbergia peruviana* (P. Beauv.) Steud., *Stipa ichu* (Ruiz & Pav.) Kunth, *Quinchamalium procumbens* Ruiz & Pav., *Bartsia serrata* Molau, *B. weberbaueri* Diels y *Urtica urens* L..

Vegetación subnival

Se extiende desde los 4800 hasta los 5000 m o más y está en el límite de las nieves. Es una faja de topografía plana, generalmente rocosa, con laderas y colinas de escasa pendiente. El clima es muy frío y las precipitaciones son generalmente sólidas. Estas condiciones térmicas permiten que solamente se desarrollen especies muy resistentes, que forman almohadillados y pueden estar entremezcladas con pequeñas gramíneas. La cobertura es extremadamente baja, mostrando un aspecto casi desértico con grandes extensiones de suelo desnudo. La especie dominante es *Pycnophyllum molle* Remy y entre las escasas hierbas que soportan estas condiciones están: *Nototriche foetida* Ulbr., *N. obcuneata* (Baker f.) A.W. Hill, *N. pygmaea* (Remy) A.W. Hill, *N. rugosa* (Phil.) A.W. Hill, *Valeriana nivalis* Wedd.,

Lepidium meyenii Walp., *Werneria pygmophylla* S.F. Blake, *Brayopsis calycina* (Desv.) Gilg & Muschl., *Astragalus peruvianus* Vogel, *Zephyranthes briquetii* J.F. Macbr. y *Oenothera nana* Griseb..

Agradecimientos

Nuestro reconocimiento a quienes colaboraron en el trabajo de campo, identificación del material colectado y otros aspectos en la realización del presente trabajo, a Joaquina Albán, Hamilton Beltrán, Elida Carrillo, Emma Cerrate, Magda Chanco, Rosa Choque, Michael Dillon, Ramón Ferreyra, Jaime Filinich, Robin Foster, Karla Gengler, Laura Gilliam, Nancy Hensold, María I. La Torre, Blanca León, Nelly Llerena, Raúl Menaut, Ana Miranda, Carlos Ostolaza, Nancy Refulio, Juan Revilla, José Roque, Flor Salvador, Laura Torres, Oscar Tovar, Adán Umire, Graciela Vilcapoma, Tatzyana Wachter, Maximilian Weigend y Kenneth Young. Del mismo modo agradecemos a los Directivos y personal del Museo de Historia Natural de la U.N. M. de San Marcos, en especial a los del Herbario San Marcos (USM) y Herbario del Museo Field de Chicago (F) por el apoyo en la consulta de herbario y a los miembros de la Asociación Contisuyo, Bruce Owen, Antonio Oquiche y Karen Wise, por la contribución económica y logística.

Literatura Citada

Cabrera, A. 1968. Ecología Vegetal de la Puna. En: Troll, C. (ed.) Geoecología de las regiones montañosas de las Américas Tropicales. Ferd. Dümmlers Verlag, Bonn.

FAO (Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación). 1994. Informe del taller de expertos sobre conservación y uso sostenible de la biodiversidad en zonas áridas y semiáridas de América Latina. Universidad de Guadalajara, México, 22-25 de marzo de 1994. Serie zonas áridas y semiáridas, N° 3.

Ferreyra, R. 1961. Las lomas costaneras del extremo sur del Perú. Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica, 9:85-120.

Ferreyra, R. 1983. Los tipos de vegetación de la costa peruana. Anales del Jardín Botánico de Madrid, 40:241-256.

López, C. 1982. Zonas áridas y desertificación en el Perú. Zonas Aridas, CIZA, UNALM, N° 1. Lima.

ONERN (Oficina Nacional de Evaluación de Recursos Naturales). 1976. Inventario, evaluación y uso racional de los recursos naturales de la costa, cuencas de los ríos Moquegua, Locumba, Sama y Caplina. Vol. I, II y Anexos. Lima.

Peñaherrera, C. 1969. Geografía general del Perú. Síntesis. Tomo I: aspectos físicos. Editorial Ausonia - Talleres Gráficos S. A. Lima.

Sarmiento, G. 1975. The dry plant formations of South America and their floristic connections. Journal of Biogeography 2:233-251.

Troll, C. 1968. The cordilleras of the Tropical Americas. In: Troll, C. (ed.). Geo-ecology of the mountainous regions of the Tropical Andes. Colloquium Geographicum 9. Bonn.

Valencia, N. 1992. Los bosques nublados secos de la vertiente occidental de los Andes del Perú. Memorias del Museo de Historia Natural, UNMSM, Lima. 21:155- 170.

Watanabe, L., Moseley M. & Cabieses F. (comp.) 1990. Trabajos arqueológicos en Moquegua. Programa Contisuyo del Museo Peruano de Ciencias de la Salud. Southern Peru Cooper Corporation. Editorial Escuela Nueva. Vol. I. Lima.

Weberbauer, A. 1945. El mundo vegetal de los Andes peruanos. Estudio Fitogeográfico. Estación Experimental Agrícola de La Molina. Dirección de Agricultura. Lima.

Young, K. & León B. 1993. Distribution and conservation of Peru's montane forests: interactions between the biota and human society. In: Hamilton, L. & Juvik, J. (ed.). Tropical montane cloud forests. Proceedings of an Internacional Symposium at San Juan, Puerto Rico, 31 may - 5 june 1993. East-West Center Program on Environment.

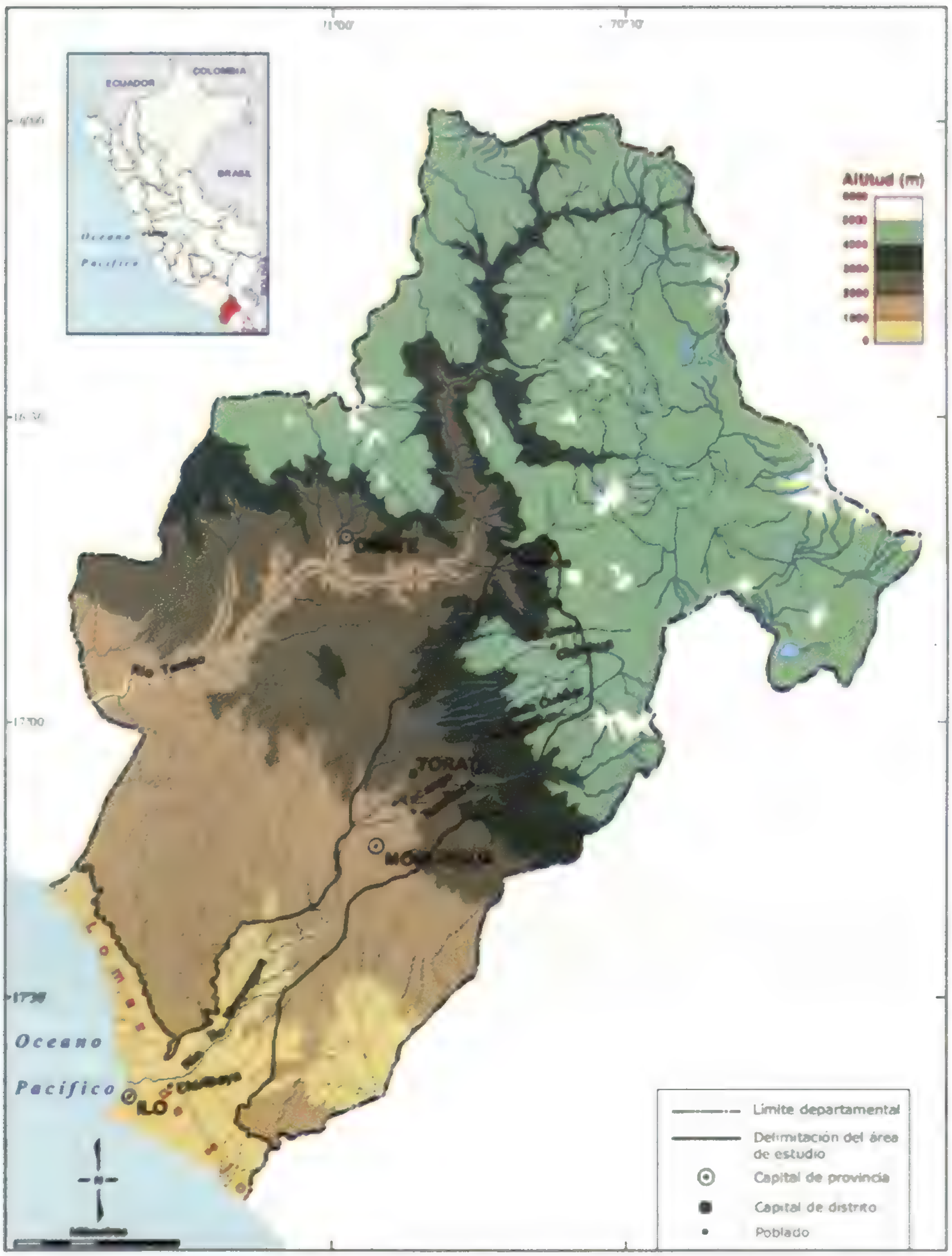


Figura 1. Mapa de ubicación del área de estudio.

Figura 2. Lomas de Ilo

Figura 3. Relicto de loma al norte de Ilo, Lastaya

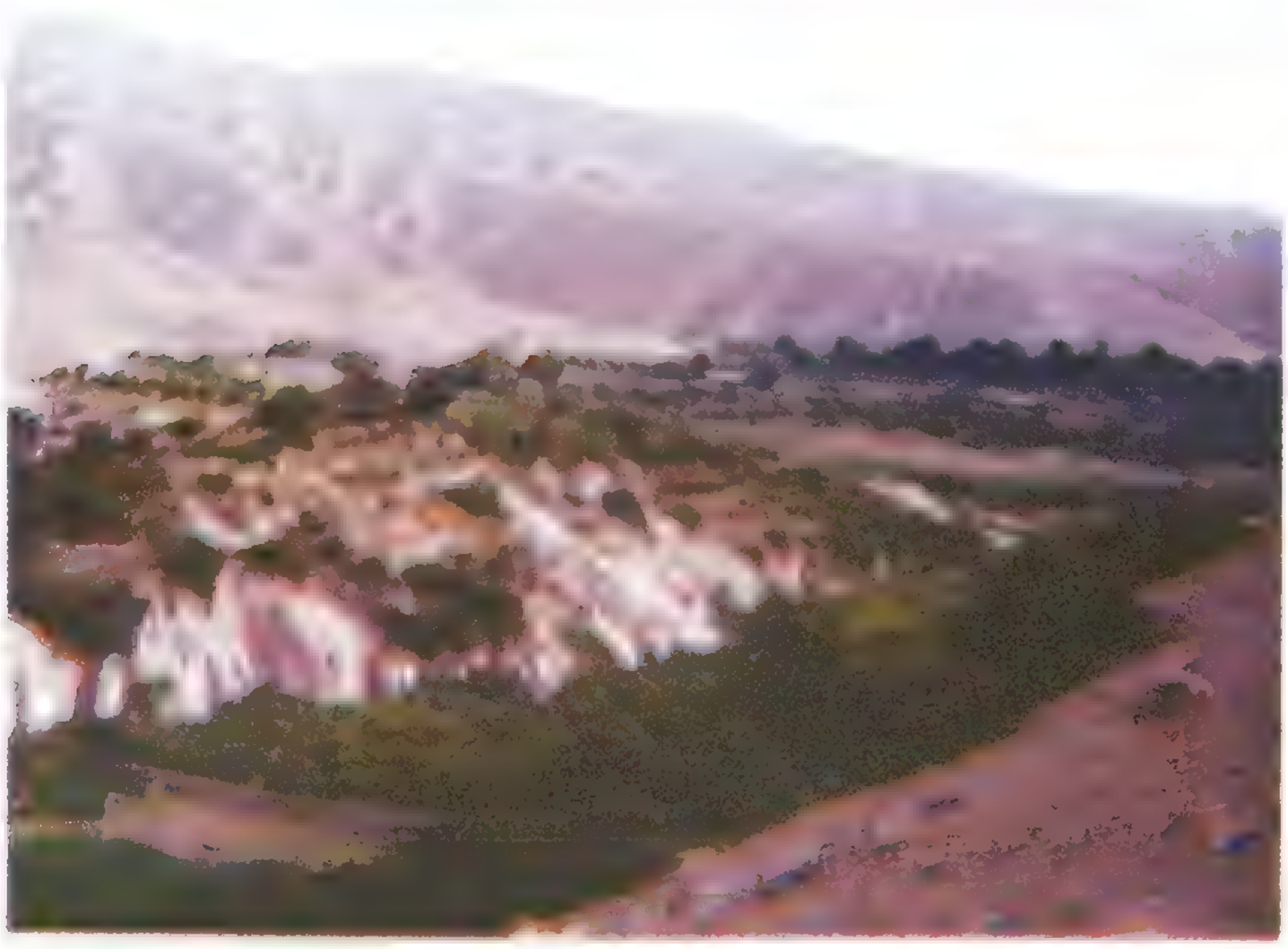


Figura 4. Monte Ribereño, Valle del Rio Moquegua (1 350 m)

Figura 5. Pajonal, entre Chujulay y Quebrada Cuellar (3 700m).

Figura 6. Estepa arbustiva con dominancia de yareta, Chillihua (4 050 m). .

Apéndice I

Familias y géneros de plantas vasculares en el área de estudio; indicando: número de especies registradas, formas de vida (H=hierba, S=arbusto o sufrútice, T=árbol) y número de especies endémicas del Perú y Moquegua.

Familias	Géneros	Nº especies	Formas de vida	Endémicas Perú	Endémicas Moquegua
ACANTHACEAE	Dicliptera	1	H		
AIZOACEAE	Sesuvium	1	H		
	Tetragonia	4	H		
AMARANTHACEAE	Alternanthera	2	H		
	Amaranthus	3	H		
ANACARDIACEAE	Schinus	1	T		
APIACEAE	Ammi	1	H		
	Arracacia	1	H	1	
	Azorella	1	S		
	Ciclospermum	2	H		
	Domeykoa	1	H	1	
	Hydrocotyle	1	H		
ASCLEPIADACEAE	Asclepias	1	H,S		
	Sarcostemma	1	H		
ASTERACEAE	Acanthoxanthium	1	H		
	Achyrocline	1	H		
	Ambrosia	3	S		
	Baccharis	3	S		
	Bidens	2	H		
	Centaurea	1	S		
	Chersodoma	1	S		
	Cichorium	1	H		
	Chuquiraga	1	S		
	Conyza	1	H		
	Cotula	1	H		
	Diplostephium	2	S		
	Eupatorium	1	S		
	Flaveria	1	H		
	Galinsoga	1	H		
	Gamochaeta	3	H		
	Grindelia	3	S		
	Gynoxys	1	S	1	1
	Heliopsis	2	S		

	Helogyne	1	H		
	Heterosperma	2	H	1	
	Hypochaeris	1	H		
	Mutisia	1	S		
	Onoseris	1	H	1	
	Ophryosporus	2	S		
	Parastrephia	1	S		
	Picrosia	1	H		
	Polyachyrus	3	H		
	Proustia	1	S		
	Schkuhria	1	H		
	Senecio	4	H,S	3	1
	Sonchus	1	H		
	Stevia	1	S	1	
	Tagetes	1	H		
	Taraxacum	1	H		
	Tessaria	1	S		
	Trixis	1	S		
	Vasquezia	1	H		
	Viguiera	1	S		
	Werneria	1	H	1	1
	Zinnia	1	H		
BIGNONIACEAE	Tecoma	2	S		
BORAGINACEAE	Amsinckia	1	H		
	Cordia	1	S		
	Cryptantha	3	H		
	Heliotropium	6	H,S	1	1
	Tiquilia	4	H		
BRASSICACEAE	Brassica	1	H		
	Brayopsis	1	H		
	Capsella	1	H		
	Lepidium	4	H		
	Mancoa	1	H		
	Matthiola	1	H		
	Raphanus	1	H		
	Rorippa	1	H		
	Sisymbrium	3	H	1	1
	Weberbauera	1	H		
BROMELIACEAE	Tillandsia	3	H		
CACTACEAE	Armatocereus	1	S		
	Browningia	1	S		

	Corryocactus	1	S		
	Echinopsis	3	S		
	Haageocereus	1	S		
	Neoraimondia	1	S	1	
	Neowerdermannia	1	S		
	Opuntia	3	S		
	Oreocereus	1	S		
	Weberbauerocerus	1	S	1	1
CARYOPHYLLACEAE	Cerastium	1	H	1	
	Drymaria	2	H	2	
	Pycnophyllum	1	H		
	Spergularia	4	H	2	
CHENOPODIACEAE	Atriplex	1	H		
	Chenopodium	5	H		
CONVOLVULACEAE	Convolvulus	1	H		
	Ipomoea	1	H,S		
	Merremia	1	H		
CRASSULACEAE	Crassula	1	H		
CUCURBITACEAE	Apodanthera	1	H		
	Cyclanthera	1	H	1	
	Sicyos	1	H		
CYPERACEAE	Cyperus	2	H		
	Eleocharis	1	H		
	Scirpus	1	H		
DRYOPTERIDACEAE	Cystopteris	1	H		
EPHEDRACEAE	Ephedra	2	S		
EQUISETACEAE	Equisetum	1	H		
EUPHORBIACEAE	Chamaesyce	3	H		
	Croton	3	S	1	
	Euphorbia	2	H		
	Ricinus	1	H		
FABACEAE	Acacia	1	T		
	Adesmia	2	S		
	Astragalus	2	H		
	Caesalpinia	1	S,T	1	
	Crotalaria	1	H,S		
	Dalea	2	H	1	
	Desmanthus	1	H,S		
	Desmodium	1	H		
	Hoffmannseggia	4	H,S	2	
	Leucaena	1	S		

	Lupinus	4	H,S	1	
	Medicago	2	H		
	Melilotus	1	H		
	Otholobium	1	S,T		
	Prosopis	1	S,T		
	Senna	1	S		
	Vigna	1	H		
GERANIACEAE	Balbisia	1	S		
	Erodium	2	H		
	Geranium	3	H	1	
HYDROPHYLLACEAE	Nama	1	H		
	Phacelia	1	H		
IRIDACEAE	Olsynium	1	H		
JUNCACEAE	Juncus	2	H		
LAMIACEAE	Marrubium	1	H		
	Salvia	2	H,S		
	Satureja	1	S		
LILIACEAE	Alstroemeria	1	H		
	Asparagus	1	H		
	Bomarea	1	H		
	Nothoscordum	1	H		
	Zephyranthes	2	H	1	1
LOASACEAE	Cajophora	2	H	1	
	Mentzelia	1	H,S		
	Nasa	1	H		
LOGANIACEAE	Buddleja	1	S		
LORANTHACEAE	Tristerix	1	S		
MALESHERBIACEAE	Malesherbia	2	H,S	2	1
MALVACEAE	Anoda	1	H		
	Cristaria	3	H,S		
	Gossypium	1	S		
	Malva	1	H,S		
	Malvastrum	1	H,S		
	Modiola	1	H		
	Nototriche	4	H	1	
	Palaua	2	H		
	Sida	3	H,S		
	Tarasa	2	S		
	Urocarpidium	2	H	1	
MELIACEAE	Melia	1	T		
NYCTAGINACEAE	Boerhavia	3	H,S		

	Bougainvillea	1	S	
	Colignonia	1	H,S	1
	Mirabilis	2	H	
ONAGRACEAE	Epilobium	1	H	
	Oenothera	4	H	
OXALIDACEAE	Oxalis	1	H	
PAPAVERACEAE	Argemone	2	H	
PASSIFLORACEAE	Passiflora	3	H	1
PLANTAGINACEAE	Plantago	2	H	1
POACEAE	Anthochloa	1	H	
	Aristida	2	H	
	Bothriochloa	1	H	
	Bromus	1	H	
	Calamagrostis	2	H	
	Cenchrus	3	H	1
	Chloris	2	H	
	Cortaderia	1	H	
	Cynodon	2	H	
	Distichlis	1	H	
	Echinochloa	1	H	
	Enneapogon	1	H	
	Eragrostis	5	H	
	Eriochloa	1	H	
	Festuca	2	H	
	Leptochloa	1	H	
	Muhlenbergia	1	H	
	Nassella	3	H	
	Paspalum	1	H	
	Phragmites	1	H,S	
	Polypogon	3	H	
	Setaria	3	H	
	Sorghum	1	H	
	Stipa	2	H	
	Tragus	2	H	
	Urochloa	1	H	
POLEMONIACEAE	Cantua	1	S	
	Gilia	1	H	
POLYGALACEAE	Monnina	1	H	1
POLYGONACEAE	Polygonum	1	H	
PORTULACACEAE	Portulaca	2	H	
PRIMULACEAE	Anagallis	1	H	

PTERIDACEAE	Adiantum	1	H		
	Cheilanthes	2	H		
	Pityrogramma	1	H		
RANUNCULACEAE	Clematis	1	S		
RHAMNACEAE	Colletia	1	S		
ROSACEAE	Kageneckia	1	S		
	Margyricarpus	1	S		
	Polylepis	1	S,T		
RUBIACEAE	Galium	1	H	1	
SALVINIACEAE	Azolla	1	H		
SANTALACEAE	Quinchamalium	3	H	1	
SAPINDACEAE	Cardiospermum	1	H		
	Sapindus	1	T		
SCROPHULARIACEAE	Bartsia	2	H		
	Calceolaria	7	H,S	3	1
	Mimulus	1	H		
	Veronica	1	H		
SOLANACEAE	Datura	1	H		
	Dunalia	1	S		
	Exodeconus	1	H		
	Fabiana	1	S		
	Leptoglossis	2	H	2	
	Lycopersicon	3	H		
	Nicandra	1	H		
	Nicotiana	2	H,S	1	
	Nolana	8	H,S	7	1
	Salpichroa	1	S		
	Solanum	11	H,S	1	
STERCULIACEAE	Waltheria	3	H,S		
TROPAEOLACEAE	Tropaeolum	2	H		
URTICACEAE	Parietaria	1	H		
	Urtica	1	H		
VALERIANACEAE	Valeriana	2	H	1	
VERBENACEAE	Junellia	1	S		
	Lantana	1	S		
	Lippia	2	H		
	Pitraea	1	H		
	Verbena	2	H,S		
VITACEAE	Vitis	1	S		
ZYGOPHYLLACEAE	Fagonia	1	H		
	Tribulus	1	H		

Arnaldoa
8(1): 71-86. 2001

Biología floral de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka», *Mirabilis expansa* (R. & P.) Standley

MIGUEL VALDERRAMA CABRERA
JUAN SEMINARIO CUNYA
Programa de Raíces y Tubérculos Andinos,
Universidad Nacional de Cajamarca
Cajamarca, PERÚ

Resumen

Se describió la fenología de la planta, la morfología y la fisiología de la flor y del fruto-semilla de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka» (***Mirabilis expansa*** (R. & P.) Standley). Los parientes silvestres fueron identificados como ***M. prostrata***, ***M. intercedens*** y ***M. expansa*** al estado silvestre. El período de crecimiento varío de 309 a 329 días en los cultivares y de 282 a 334 días en los silvestres. La floración se inició entre 240 y 275 días en cultivares y entre 222 y 270 días en silvestres. La antesis se inició entre las 5:30 y 6:00 horas y duró de 6 a 7 horas. La dehiscencia de anteras ocurrió entre las 7:40 y 8:10 horas. El polen mostró alta viabilidad antes y después de la dehiscencia de la antera (78 y 95% respectivamente). Las tres especies involucradas se comportaron como autógamas, pero la polinización cruzada (entomófila) alcanzó de 6 a 25% en cultivares y de 10 a 35% en silvestres. La madurez fisiológica de la semilla, ocurrió desde la quinta semana después de la antesis y la germinabilidad varió de 79 a 95%.

Abstract

Plant's phenology as well as morphology and physiology of the flower and fruit – seed of four cultivars and three wild relatives of «mauka» (*Mirabilis expansa* (R. & P) Standley was described. The wild relatives were identified as *M. prostrata*, *M. intercedens* and *M. expansa* to the wild state. The growth period of the cultivars ranged from 309 to 329 days and from 282 to 334 for the wild relatives. The cultivar's flowering was initiated between 240 and 275 days and between 222 and 270 days in the wild relatives. Anthesis started between the 5:30 and 6:00 hours and finished 6 to 7 hours later. The dehiscence of anthers occurred between the 7:40 and 8:10 hours The pollen showed high viability both before and after the anther dehiscence (78 and 95% respectively). The three involved species behaved as autogamas, however crossed pollination (entomophilous) of cultivars varied from 6 to 25% and from 10 to 35% in wild relatives. Seeds reached their physiological maturity five weeks after anthesis and their germinability ranged from 79 to 95%.

Introducción

«Mauka», «chago» o «miso», ***Mirabilis expansa*** (R. & P.) Standley, F.P.13 (2/2) 1937:541 (Foto 1) es una raíz andina que destaca por su productividad y valor nutritivo (Rea, 1992). Además, se perfila como fuente importante de principios activos para control biológico de patógenos de plantas (Vivanco, *et al*., 1999). Forma parte de los sistemas agrícolas de pocas comunidades de Perú, Ecuador y Bolivia, por lo que es considerada en peligro de extinción.

La condición de cultivo marginado y en riesgo de perderse, sugiere orientar las investigaciones hacia un mayor conocimiento de la especie y sus parientes más cercanos, en su aspectos agrobiológicos y de conservación. En este sentido, el conocimiento de la biología floral y del sistema reproductivo, son aspectos importantes para el mejoramiento genético, la preservación y manejo del germoplasma.

El propósito de esta investigación, fue conocer la biología floral y los aspectos relacionados con la producción de semilla, en cuatro cultivares y tres parientes silvestres de mauka,

Revision de Literatura

Para Perú y otros países de Sudamérica, el género ***Mirabilis*** está representado por 11 especies; de las cuales, ***M. expansa,*** se encuentra tanto al estado cultivado (domesticado) como al estado silvestre (López, 1995; Macbride, 1937, Rea, 1965; Seminario, 1993; Standley, 1931; Vallenas, 1995).

Para Bonavia (1992) la diferencia fundamental entre plantas cultivadas (domesticadas) y silvestres, reside exclusivamente en aquellos genes que han sido afectados por el "síndrome de la domesticación", los otros genes serían básicamente idénticos. El autor, afirma que existe una relación ecológica entre plantas silvestres y cultivadas que al mezclarse permiten y propician la variabilidad, la cual es indispensable para la mejora genética. Esta variabilidad, en algunos casos, es tal que, se han producido diferencias importantes entre plantas cultivadas y silvestres y consecuentemente, se ha dado diferente nombre botánico a la misma planta.

El germoplasma de raíces andinas que mantiene la Universidad Nacional de Cajamarca, ha sido agrupado en morfotipos. Este agrupamiento se basa en descriptores cualitativos, altamente heredables y discriminatorios. El término morfotipo se define como un grupo de accesiones que dentro de la morfología general y típica de la especie a la que pertenece, presenta caracteres cualitativos diferenciales. Esta definición es una adecuación del concepto de Font Quer (1985). Para el caso del germoplasma cultivado, el término es sinónimo de cultivar (Seminario, 1996)

La determinación de la forma de reproducción de una especie, implica tener un conocimiento claro de la morfología floral, de los mecanismos de polinización, de las características del polen, de la población insectil y del efecto de otros agentes polinizantes (Sevilla y

Holle, 1995). Este conocimiento es importante para la colección de germoplasma y permite conservar las partes más apropiadas para su propagación, como semillas, bulbos, raíces o plantas.

La biología floral se define como el funcionamiento de la flor, desde el punto de vista reproductivo. Por consiguiente, son los caracteres morfológicos, fisiológicos y genéticos, los que en combinación con el medio, determinan la forma de polinización y de reproducción (Seminario, 1996).

La fenología de la planta, está estrechamente relacionada con la biología floral y la forma de reproducción. Según Aitken (1974) el período de crecimiento de la planta, comprende dos etapas. La etapa vegetativa (desde siembra o plantación hasta la iniciación floral) y la etapa reproductiva (desde iniciación floral hasta madurez fisiológica). Esta segunda etapa, la divide en sub-etapa reproductiva temprana (de iniciación floral hasta la antesis e inicio de cigote) y sub-etapa reproductiva tardía (desde antesis e inicio del cigote hasta madurez fisiológica de la semilla).

Materiales y Métodos

La investigación se realizó en las parcelas de germoplasma de raíces andinas, de la Universidad Nacional de Cajamarca, ubicadas en el valle de Cajamarca, a 2536 msnm (7°10 ‘ latitud sur y 78°30 ‘ longitud oeste). Durante el período de crecimiento del cultivo, los principales índices climáticos variaron de la manera siguiente: Temperatura máxima de 19.6 a 23.6 °C, temperatura mínima de 5.5 a 11.3°C, temperatura media de 13.9 a 16.5 °C; humedad relativa máxima de 67 a 78%, humedad relativa mínima de 20 a 30%, humedad relativa media de 27 a 52%. La precipitación total para el período de crecimiento fue de 622 mm.

El suelo utilizado, presentó las siguientes características: color oscuro, textura franco arcillo-limoso, contenido medio de materia orgánica y de N, P y K; pH neutro (7 - 7.2) y pendiente menor de 2/1000.

Se utilizaron cuatro cultivares (con uno a cinco accesiones por cultivar) que representan a igual número de morfotipos pertenecientes a ***M. expansa,*** cuya descripción aparece en la Tabla 1 y, tres parientes silvestres, de especie no identificada, cuyas accesiones dentro de la colección son: 33, 41 y 34.

Tabla 1. Descripción de cuatro cultivares de "mauka" (***Mirabilis expansa***), usados en el estudio.

Cultivar	Color de tallo	Forma de lámina	Color de lámina	Color de nervadura	Color de perigonio	Color externo raíz	Color pulpa raíz	Accesiones
I	Púrpura	Cordada	Verde oscuro con pigmentación púrpura	Púrpura verdoso	Lila	Crema amarillento	Blanco cremoso	12, 15, 28, 30 40
II	Verde oscuro	Ovada	Verde oscuro	Verde claro	Blanco liláceo	Crema amarillento	Blanco cremoso	1, 10, 18, 19 39
III	Verde amarillento	Cordada	Verde claro	Verde amarillento	Blanco	Blanco	Blanco	16, 20, 21, 23, 27
IV	Púrpura	Ovada	Verde oscuro con pigmentación púrpura	Verde claro con pigmentación púrpura	Lila	Canela anaranjado	Canela pálido	42

La identificación de los parientes silvestres, se realizó en el Herbario de la Universidad Nacional de Cajamarca, con material fresco y de herbario, por contraste, y con la clave taxonómica para el género ***Mirabilis*** de Macbride (1937).

Para el estudio fenológico, se adoptaron los conceptos de Aitken (1974). La fase vegetativa que comprende desde la siembra hasta el estado de botón floral visible (iniciación floral), fue evaluada en cinco plantas por morfotipo. En cada planta, se marcaron, a los 3.5 meses, cinco ramas vegetativas y se hicieron observaciones hasta que los primordios florales fueron evidentes a simple vista. La etapa reproductiva fue dividida en las sub-etapas reproductiva temprana y reproductiva tardía. Para la evaluación de la primera, se marcaron 40 botones florales por planta (200 por cultivar), y se contó el número de días que tardaron para llegar a la antesis. Para determinar la duración de la segunda sub-etapa reproductiva, fueron marcadas 150 flores por cultivar y 80 por pariente silvestre y, se contó los días desde la antesis hasta la madurez fisiológica de la semilla.

El ritmo de apertura y cierre floral, fue observado marcando 50 botones por cultivar y pariente silvestre. Mediante observaciones diarias, se determinó el momento de la antesis y de cierre total de la flor. Para determinar el momento de ocurrencia de la dehiscencia de la antera, se marcaron y observaron de 20 a 30 botones a punto de abrir, hasta que el polen fue liberado.

La determinación del tipo de polinización y de reproducción, se hizo marcando cuatro grupos de 80 botones florales por cultivar y por pariente silvestre. El primer grupo, se dejó a libre polinización. El segundo grupo fue cubierto con mallas de nylón (Ø de orificio< 1 mm) antes de la antesis, para evitar la acción de los insectos. El tercer grupo, fue emasculado antes de la dehiscencia de las anteras y se dejó a libre polinización. El cuarto grupo, también fue emasculado antes de la dehiscencia de las anteras y se cubrió con mallas de nylon. La evaluación de estos grupos se hizo al final de la sub-etapa reproductiva tardía, contando el número de semillas formadas. De este modo, se infirió sobre la forma predominante de reproducción de las especies en estudio.

Se colectaron e identificaron los insectos visitantes de las flores y se registró la frecuencia de visitas de cada especie de insecto. La viabilidad del polen fue determinada mediante el método de tinción con aceto carmín y observaciones al microscopio (15 campos microscópicos por muestra).

Para estudiar el proceso de formación y desarrollo del fruto-semilla, se marcaron en una misma fecha y hora, 23 flores recién abiertas, por planta y se hicieron observaciones con estereoscopio, en ovarios primero y luego en frutos individuales, tomados cada cinco días, hasta la madurez fisiológica de la semilla. El fruto-semilla se caracterizó, tomando al azar, de 20 a 60 ejemplares, según el carácter en estudio. Las pruebas de germinación, se realizaron a temperatura de laboratorio (18-22 °C), en 100 semillas y dos repeticiones por cultivar y pariente silvestre.

Resultados y Discusión

Los parientes silvestres fueron identificados como: ***Mirabilis prostrata*** (R. & P.) Heimerl (accesión 33); ***Mirabilis intercedens*** (accesión 41) y ***Mirabilis expansa*** (R. & P.) Standley (accesión 34). El último de los mencionados, constituye la forma silvestre de ***M. expansa,*** registrada por primera vez para la provincia de Contumazá, Cajamarca. Esta forma también se la puede encontrar al estado de arvense, en los campos del cultivo y, la diferencia fundamental con los cultivares, es la poca acumulación de reservas en la raíz. Seguramente, como sostiene Bonavia (1992), la acción selectiva del hombre, en el proceso de domesticación de la especie, se dirigió hacia la acumulación de reservas en la raíz.

Los cultivares III y I, fueron ligeramente más precoces a la floración (185 y 190 días), respecto a los cultivares II y IV (200 y 205 días). Los parientes silvestres ***M. intercedens y M. expansa,*** florecieron a los 165 y 173 días, respectivamente. Ambos presentaron también, una etapa vegetativa más corta que los cultivares. Por otro lado, ***M. prostrata,*** fue el más tardío (210 días). En flores individuales, las sub-etapas reproductivas temprana y tardía duraron en promedio 30 y 32 días, respectivamente para todo el germoplasma evaluado. Sin embargo, para plantas completas y poblaciones, la duración de estas sub-etapas fue de alrededor de 60 días (Tabla 2).

Se determinó que uno de los caracteres que diferencia a los cultivares es el color del botón floral (días antes de la antesis), el cual constituye un importante descriptor, cuyos estados son: púrpura (cultivar I), marrón claro (cultivar II), amarillo (cultivar III) y púrpura pálido (cultivar IV).

Tabla 2. Período de crecimiento y sus etapas, de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka» (***Mirabilis expansa***)

Especie	**Estado biológico**	**Fases, subfases y duración (días)**			**Período de crecimiento**
		Vegetativa	**Reproductiva temprana**	**Reproductiva tardía**	
M. expansa	Cultivar (I)	190	58	61	309
	Cultivar (II)	200	60	58	318
	Cultivar (III)	185	55	60	300
	Cultivar (IV)	205	62	62	329
M. prostrata	Silvestre	210	60	64	334
M. intercedens	Silvestre	165	57	60	282
M. expansa	Silvestre	173	56	62	291

En general, la floración y fructificación duraron desde los 6.5 meses hasta los 10 y 12 meses después de la siembra (senescencia de la parte aérea). De manera que, durante esta etapa, se encontraban en la planta, primordios foliares, botones, flores abiertas, frutos tier-

nos, maduros y secos. Estos resultados sugieren que se puede acortar el período para la propagación de la planta. La propagación vegetativa tradicional, se realiza con esquejes basales engrosados, que se cosechan entre los 10 y 12 meses. En cambio, las primeras semillas están maduras, viables y aptas para la siembra desde los 8.5 meses (cultivares III y I).

El período de crecimiento (días desde la siembra hasta la madurez fisiológica) en cultivares duró de 309 a 329 días. En los silvestres ***M. intercedens*** y ***M. expansa,*** fue màs corto (282 y 291 días, respectivamente) y en ***M. prostrata*** tuvo la mayor duración -334 días - (Tabla 2).

La estructura general de la flor de los cultivares, de la forma silvestre de ***M expansa*** y de ***M. Prostrata*** fue la misma (Fig 1); en cambio, ***M intercedens*** presentó diferencias notorias con los anteriores (Fig 2)

Las fórmulas florales para las especies en estudio son:

Mirabilis expansa *(R.& P)* Standley : ☿ *E* $\mathbf{P}_{(5)}$ $\mathbf{A}_{3}$ $\underline{\mathbf{G}}(\mathbf{1})^{1}$

Mirabilis prostrata *(R. & P.)* Heimerl: ☿ *E* $\mathbf{P}_{(5)}$ $\mathbf{A}_{3\text{-}4}$ $\underline{\mathbf{G}}(\mathbf{1})^{1}$

Mirabilis intercedens *Heimerl:* ☿ *E* $\mathbf{P}_{(5)}$ $\mathbf{A}_{5}$ $\underline{\mathbf{G}}(\mathbf{1})^{1}$

La flor alcanzó 5.5 mm largo en cultivares y 5.3 mm en la versión silvestre de ***M. expansa*** (5.3 mm)**.** En ***M. prostrata*** (6.2 mm) y ***M. intercedens*** (6.2 y 10.1 mm, respectivamente). El diámetro de la flor para cultivares fue de 6.2 mm y 5.5 mm para la versión silvestre de ***M. expansa.*** En ***M. prostrata*** *y* ***M. intercedens,*** el diámetro de flor fue de 9 y 11 mm, respectivamente.

Dado que el carácter flores lilas se presentó en los cultivares I y IV y en la forma silvestre de ***M. expansa,*** probable ancestro de todas las formas cultivadas, indicaría que este carácter es más primitivo que los otros colores de flor registrados (blanco y blanco con lila). A la vez, este carácter (flores lilas) fue constante en los otros parientes silvestres.

Las descripciones de Standley (1931) y Macbride (1937) indican tres estambres, para ***M. expansa***, este carácter fue constante en los cultivares II y III (100% de flores con tres estambres). En los cultivares I y IV entre el 95 y 98% de las flores presentaron tres estambres, el resto presentó cuatro estambres. En ***M. prostrata,*** 96% de flores presentaron tres estambres, el resto presentó cuatro estambres. En cambio, ***M. intercedens***, presentó 100% de flores con cinco estambres, dos de ellos, más cortos.

El número de granos de polen, promedio por flor, en cultivares fue de 184 y en la versión silvestre de ***M. expansa*** fue de 187. En ***M. prostrata y M. intercedens,*** el número de granos de polen fue 195 y 280, respectivamente. El diámetro de los granos de polen, en cultivares y silvestres, varío de 68 a 71 micras, sin diferencia significativa para este carácter, entre las especies en estudio.

La apertura floral o antesis (Tabla 3), se inició a las 5:35 horas, en el pariente silvestre ***M. prostrata*** y a las 6:00 horas en cultivares y los otros parientes silvestres. En cultivares,

se observó que temperaturas menores de 5°C inhibían la apertura floral. La apertura se inició con temperaturas de 7 a 9° C y alcanzó su máxima expresión entre los 15 y 24 °C. En los silvestres, la antesis se inició con temperaturas de 6 a 11° C. En cultivares, la dehiscencia (longitudinal) de la antera, se inició a partir de las 7:40 horas (para el cultivar IV), asociada a temperaturas de 9 a 13°C, con diferencias de 5 a 10 minutos entre ellos.

Antes de la dehiscencia de la antera, el polen ya tenía alta viabilidad (80 a 88%) y dos horas después de ocurrida la dehiscencia de la antera, el polen alcanzó la mayor viabilidad (94 a 95%) tanto en cultivares como en silvestres.

Durante el período de máxima viabilidad del polen (8:30 a 10:00 horas), el estigma tenía apariencia aterciopelada y sus ramas estigmáticas papilosas, estaban separadas. Este fenómeno coincide con el momento de óptima receptividad del estigma (Gola ***et al***, 1965).

En silvestres, la dehiscencia de anteras se inició entre 10 a 30 minutos más tarde que en los cultivares. No se encontraron anteras dehiscentes en botones florales (días antes de la antesis), con lo cual se descartó la posibilidad de cleistogamia.

Pasada la dehiscencia, el polen que tiene consistencia pegajosa, quedó disperso en las tecas abiertas y en el tercio superior del filamento. La polinización se produjo por curvatura del estigma hacia las anteras dehiscentes y fue más evidente desde las 9:00 horas, coincidiendo con el inicio del período de máxima apertura floral.

La antesis duró entre 6 horas y 6 horas con 50 minutos, en los cultivares y en el silvestre de ***M. expansa,*** respectivamente. En ***M. prostrata y M. intercedens*** la antesis duró de 45 a 60 minutos más que en los anteriores (Tabla 3). Las flores abrieron una sola vez y se descartó la posibiliadad de apertura nocturna (Tabla 3). El cierre de las flores se inició al mediodía.

Tabla 3. Ritmo de apertura y cierre floral (horas) de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka» (***Mirabilis expansa***)

Especie	Estado biológico	Inicio de antesis de antera	Inicio de la dehiscencia apertura	Periodo de máxima	Cierre de la flor	Duración de la antesis
M. expansa	Cultivar (I)	5:40	7:45	9:30-10:00	12:10	6:30
	Cultivar (II)	6:00	7:50	9:30- 10:30	12:00	6:00
	Cultiva (III)	5:40	7:50	9:30- 11:00	12:05	6:25
	Cultivar (IV)	5:30	7:40	9:20- 11:15	12:30	6:50
M .prostrata	Silvestre	5:35	8:00	9:10- 11:15	12:55	7:20
M. intercedens	Silvestre	5:55	8:10	9:30- 11:30	13:30	7:35
M. expansa	Silvestre	5:45	8:00	9:45-11:20	12:20	6:35

Muestra: 50 flores por cultivar y pariente silvestre.

Al momento del cierre floral, la viabilidad del polen en todas las especies fue de sólo 40%. Este resultado indicaría que en ***M. expansa*** y sus parientes silvestres, la duración de la viabilidad del polen, está en relación directa con la duración de la antesis, que en este caso, es de corta duración (6 a 7 horas).

Bajo condiciones de campo, el agua de lluvia puede jugar un rol importante en el proceso de polinización, porque la sustancia pegajosa que exuda el grano de polen y que contribuye a su adherencia sobre la superficie estigmática, es hidrosoluble.

Se comprobó que la forma de reproducción de las tres especies en estudio, es predominantemente autógama y la polinización cruzada varió de 6 a 25% en cultivares y de 10 a 35% en parientes silvestres (Tabla 4). La polinización cruzada es entomófila, destacando como polinizadores, especies de los géneros ***Syrphus*** y ***Allograpta*** (Syrphidae-Díptera), ***Apis*** (Apidae - Hymenoptera) y, un microlepidóptero de la familia Cosmopteridigidae.

El proceso de desarrollo del fruto-semilla (similar para todo el germoplasma en estudio), se inició con la formación del cigote, cuyo punto de referencia es la antesis, la cual por su corta duración, indica que la polinización y fecundación ocurren en un período corto, probablemente entre las 9 y 11 horas.

Una vez cerrada la flor, se inició un proceso de constricción sobre el ovario, por el cual, los estambres, y posteriormente el estilo, se rompen en sus inserciones respectivas, quedando encerrados en el limbo del perigonio que también se redujo gradualmente.

Tabla 4. Producción de semilla de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka» (***Mirabilis expansa***)

Especie -.	**Estado biológico**	**Flores cubiertas antes de dehiscencia**		**Flores no cubiertas y dejadas a libre polinización**		**Flores emasculadas antes de la dehiscencia y sin cubrir**		**Flores emasculadas antes de la dehiscencia y cubiertas**
		%	CV	%	CV	%	CV	%
M. expansa	Cultivar (I)	90.4	3.53	81.8	6.34	22.6	11.41	0
	Cultivar (II)	86.5	5.2	68.6	8.55	6.88	13.95	0
	Cultivar (III)	93.7	2.34	88.2	6.89	23.3	13.3	0
	Cultivar (IV)	96.3	1.64	86.3	7.34	25.7	11.6	0
M. prostrata	Silvestre	90.2	2.28	82.1	8.5	35.45	9.44	0
M.intercedens	Silvestre	72.8	4.64	69.5	6.05	10.4	12.59	0
M. expansa	Silvestre	83.3	3.85	70.8	8.3	18.8	6.11	0

Muestra: 80 flores por cultivar, y 40 flores por pariente silvestre y con dos repeticiones en cada grupo

CV = Coeficiente de variabilidad

A partir del quinto día después del cierre floral, el ovario había aumentado 50% en su tamaño, respecto al tamaño antes de la antesis. La base del perigonio creció adyacente y simultáneamente con el ovario, envolviéndolo a éste. La base de los estambres se reabsorvió gradualmente. Él involucro acrescente, también aumentó su tamaño, protegiendo al fruto en formación.

A los 10 días después de la antesis, tanto el ovario, como la base del perigonio que lo rodea, habían incrementado su tamaño en 100%, respecto a su tamaño antes de la antesis. Él involucro creció simultáneamente con el fruto, aunque sus lóbulos eran más pequeños que éste. En esta etapa, ya se observaron, algunos rudimentos seminales. Entre los 20 y 25 días, el fruto presentaba embrión y cotiledones bien diferenciados, pero todavía inmaduros y, prácticamente, había llenado la cavidad formada por la envoltura accesoria (base del perigonio) que lo rodea. El limbo del perigonio, contraído y reducido se desprendió, el involucro cesó su crecimiento. A la quinta semana, después de la antesis, el fruto estaba fisiológicamente maduro y protegido por la envoltura accesoria, ya endurecida y seca. El fruto con estos carácteres, es característico de la familia Nyctaginaceae y se denomina «antocarpo» (Cabanillas, 1976; Sagástegui y Leiva, 1992). Sin embargo, por provenir de un ovario súpero y presentar el pericarpio adherido a la semilla, es considerado un fruto tipo aquenio (Cabanillas, 1976; Valla, 1979), o fruto simple accesorio. Agronómicamente, constituye un fruto-semilla., el cual, a la madurez fisiológica, tenía entre 24 a 30% de humedad y el máximo vigor para germinar.

Los caracteres cualitativos y cuantitativos del fruto-semilla, no fueron significativamente variables entre cultivares y entre éstos y los parientes silvestres, a excepción del fruto de ***M. intercedens*** que presentó dimensiones superiores a las de las otras especies.

La germinabilidad de la semilla de los cultivares varió de 81% (cultivar II) a 95% (cultivar III) y en los silvestres varió de 79% (***M. intercedens)*** a 90% ***(M. prostrata).***

Conclusiones

1. El período de crecimiento (días entre la siembra y la madurez fisiológica), duró de 309 a 329 días en los cultivares y de 282 a 334 días en los parientes silvestres. Estos últimos fueron identificados como ***M. prostrata, M. intercedens y M. expansa*** al estado silvestre.
2. La estructura floral para ***M. expansa*** y ***M. prostrata*** fue básicamente la misma. En cambio, ***M. intercedens*** presentó mayor número de estambres y las dimensiones de flor más grandes que las especies anteriores. Un carácter diferencial entre cultivares fue el color de botón floral, horas antes de la antesis.

3. En las tres especies involucradas, la flor abrió una sola vez, por la mañana (entre 5:30 y 6:00 horas) y el cierre total ocurrió al mediodía. El polen tuvo alta viabilidad antes y durante la dehiscencia de la antera (78 a 95%, respectivamente) y alcanzó la máxima viabilidad entre las 8:30 y 10:00 horas.

4. Los cultivares y los parientes silvestres en estudio son predominantemente autógamos. La autopolinización ocurre por contacto del estigma con las anteras dehiscentes, a partir de las 9:00 horas. La polinización cruzada varió de 6 a 25% en cultivares y de 10 a 35% en silvestres. Los polinizadores son insectos de los géneros ***Syrphus***, ***Allograpta*** y ***Apis*** y, un microlepidoptero de la familia Cosmopterigidae.

5. El germoplasma en estudio produjo abundante semilla, con alta germinabilidad (79 a 95%).

Literatura Citada

Aitken, I. 1974. Flowering time, climated and genotype. Melbourne University Press. Australia. 193 p.

Bonavia, D., 1992. Domesticación de plantas y animales en los Andes Centrales. Pp: 160-186. En: Perú: Presencia e identidad. Comisión Nacional del V Centenario del Descubrimiento de América; y Ariel, Comunicación para la Cultura.

Cabanillas, J., 1976. Nyctaginaceas de la provincia de Trujillo. Tesis Bachiller en Ciencias Biológicas. Universidad Nacional de Trujillo, Perú. 22 p.

Font Quer, P. 1985. Diccionario de botánica. Labor S.A. Barcelona, España. 1242 p.

Gola, G. ; G. Negri y C. Capelletti. 1965. Tratado de botánica. Editorial LABOR S.A, España. 1160 p.

Macbride, J., 1937. Flora of Perú. Field Museum of Natural History. Vol. VIII, parte II. N° 2. Chicago.

Rea, J. 1965. El miso (*Mirabilis expansa*), una contribución de la agricultura pre-inca de Ecuador y Bolivia. Revista Desde el Surco. Quito, Ecuador. s.v. pp: 23-26.

Rea, J. 1992. Mauka. Pp: 163-177. En: Cultivos marginados, otra perspectiva de 1492. Colección FAO, N° 26. Roma.

Seminario, J. 1993. Aspectos etnobotánicos y morfológicos del chago, miso o mauka (*Mirabilis expansa* R. Y P.) en el Perú. Boletín de Lima XV(86): 71-79. 1993.

Seminario, J. 2000. Aspectos etnobotánicos y productivos del chago, miso o mauka, *Mirabilis expansa* (R y P.) Standley, Manual de Capacitación. Centro Internacional de la Papa (CIP). Lima, Perú. Fascículo 27. 10 p.

Sevilla, R. y M. Holle. 1995. Recursos genéticos vegetales. Producción personal. Imprenta CIP, La Molina, Lima, Perú.

Standley, P. 1931. The Nyctaginaceae and Chenopodiaceae of Northwestern South América. Field Museum of Natural History. Vol XI, N° 3. Publication 303.

Vallenas, M. 1995. Vigencia del cultivo de mauka (***Mirabilis expansa*** R. y P.) en Puno, Perú. Pp. 72. En: Resúmenes del I Congreso Peruano de Cultivos Andinos. UNSCH-PICA, Ayacucho, Perú.

Vivanco, J. M.; B. J. Savary and H. E. Flores. 1999. Characterization of two novel type I ribosome-inactivating proteins from the storage roots of the andean crops ***Mirabilis expansa***. Plant Physiology. 119:1447-1456.

Foto 1. Planta de ***Mirabilis expansa*** (R & P.) Standley, conocida como «mauka», «chago», «miso», «arricón», «cushpe», entre otros nombres.

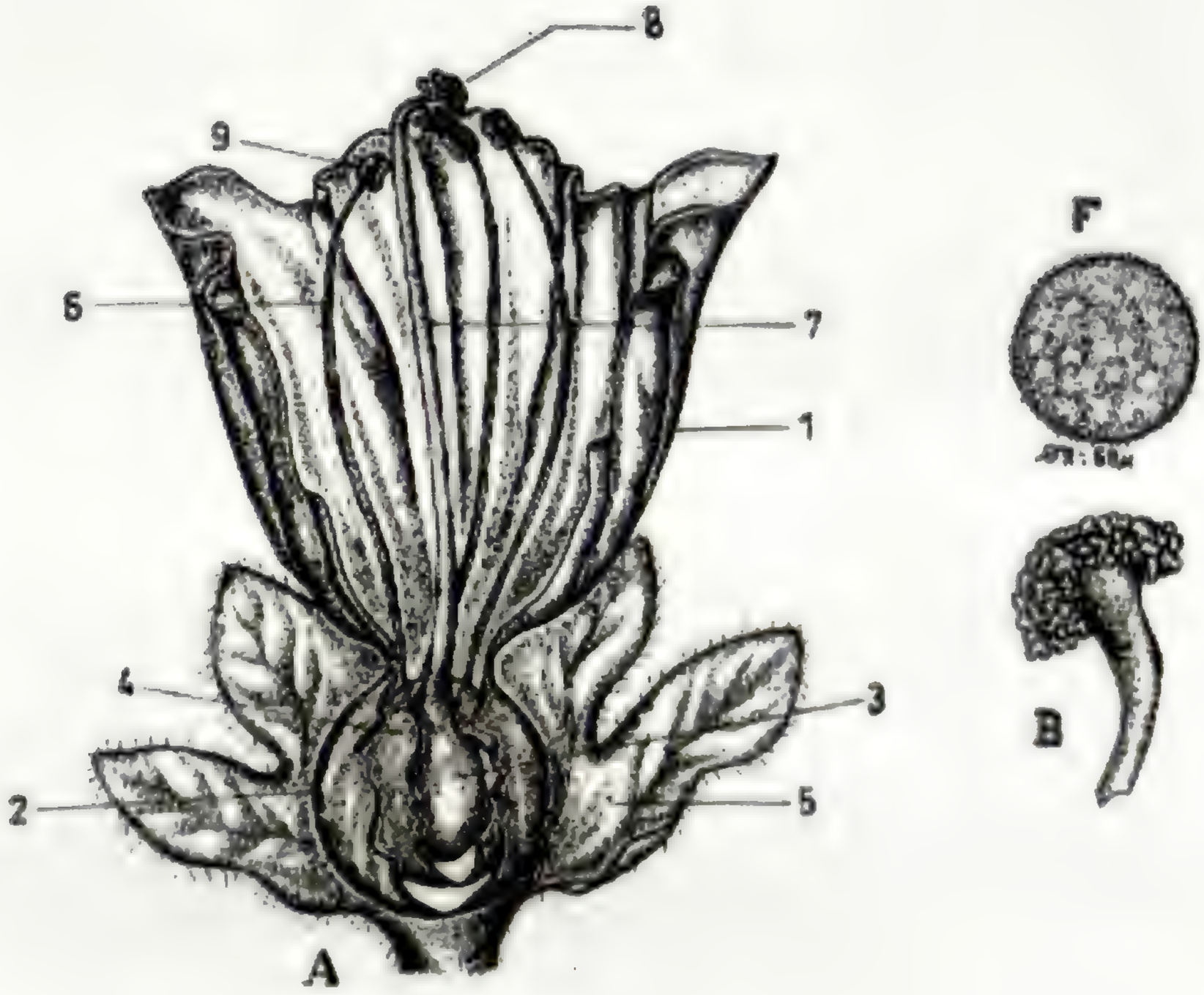


Fig. 1. ***Mirabilis expansa*** (R & P.) Standley: **A.** Estructura floral: 1. Perigonio; 2. Base del perigonio; 3. Ovario; 4. Base de los estambres; 5. Involucro; 6. Estambres; 7. Estilo; 8. Estigma; 9. Antera. **B.** Detalle del estigma x 20; **C.** Fruto con involucro acrescida x 9. **D**: Fruto seco x 9, **E.** Semilla x y **F.** Grano de polen.

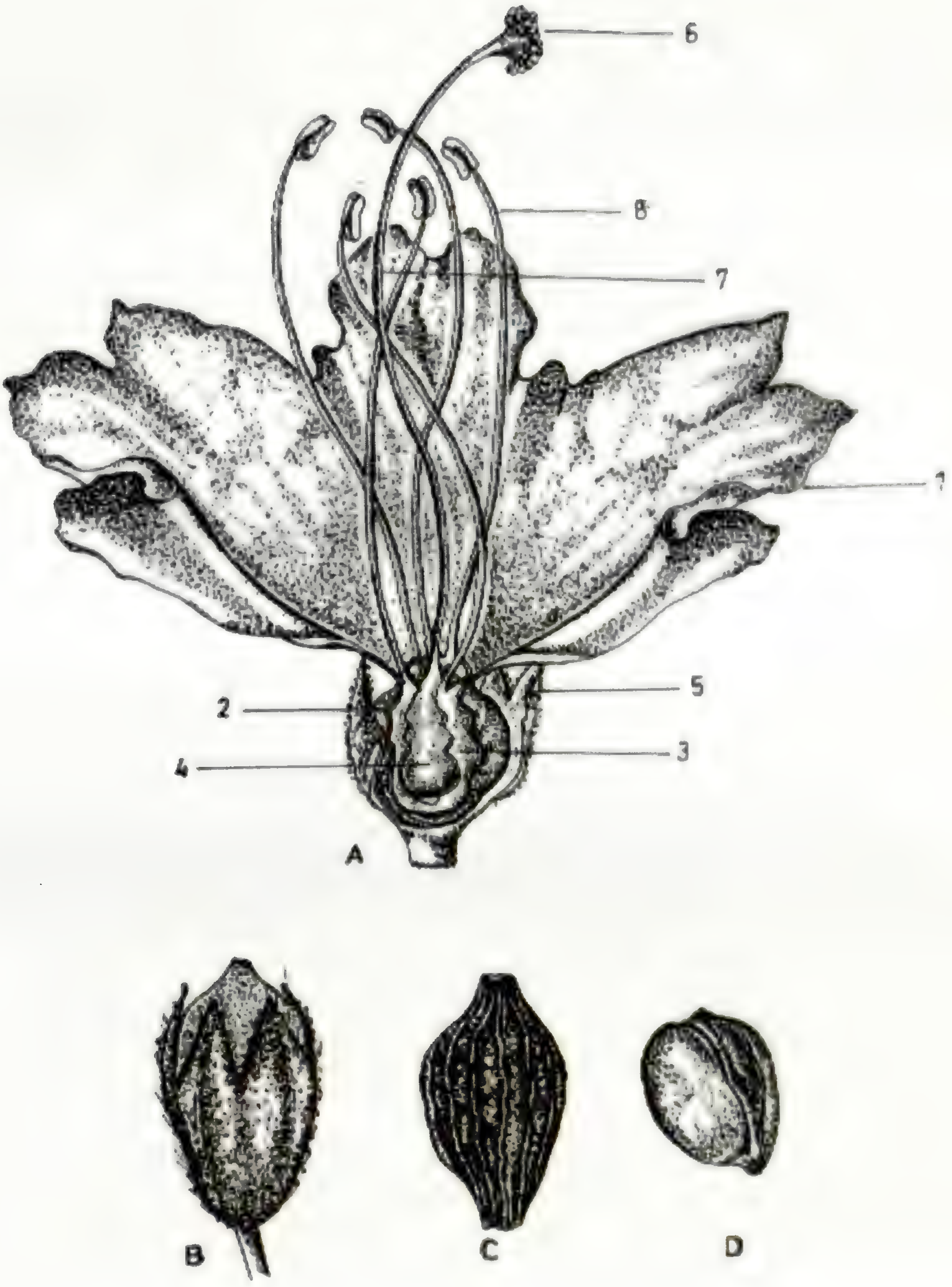


Fig. 2 ***Mirabilis intercedens*** *Heimerl:* **A.** Estructura floral x 10; 1. Perigonio; 2. Base del perigonio; 3. Base de estambres; 4. Ovario; 5. Involucro; 6. Estigma; 7. Estilo; 8. Estambres. **B.** Fruto con involucro acrescida x 8; **C**. Fruto seco x 8; **D.** Semilla x 7.

Arnaldoa

8(1): 87-92. 2001

El mastuerzo: planta ornamental, alimenticia y medicinal

ANGEL VARGAS MOSQUEIRA
Instituto Nacional de Medicina Tradicional (INMETRA)
Lima - Perú

Resumen

El **«mastuerzo»** cuyo nombre botánico es ***Tropaeolum majus*** (familia Tropaeolaceae), es una plata herbácea voluble muy conocida como ornamental (jardines públicos y privados), pero también usada en la alimentación desde la época prehispánica, y por sus propiedades terapéuticas de sus flores para curar afecciones de la piel.

Abstract

Tropaeolum majus (Tropaeolaceae), conmonlu called «mastuerzo», is a voluble herbaceus plant sowed like ornamental, but also used for feeding since prehispanic times and by it´s terapeutical propierties in skin diseases.

Introducción

El **«mastuerzo»** conocido también como «ticsau», «capuchina» y «aparacay» tiene como nombre científico ***Tropaeolum majus*** y pertenece a la familia Tropaeoláceas. Es una plata americana, con tallos herbáceos, carnosos, ramificados; sus hojas son alternas, peltadas, con limbos circulares; tiene flores hermafroditas, cáliz espolonado y corola con pétalos rojo - anaranjados o amarillos muy vistosos. Sus frutos son cápsulas tricosas.

Usos

1. **Ornamental**: Fue cultivada desde la época de los Incas en los jardines públicos o privados, debido a sus flores con pétalos grandes amarillos o rojo - anaranjados, muy vistosos.

2. **Alimentación:** Durante el imperio de los Incas también fue usada en la alimentación cotidiana como hortaliza de gran importancia. Según las crónicas de (Cobo) Ruiz: los indígenas adornaban con sus flores las ensaladas crudas para darles hermosura y saborcillo picante y apetitoso.

Obra también como estimulante de la formación de los glóbulos rojos en el hígado, favorece la circulación linfática haciendo desaparecer el infarto ganglionar frecuente en los niños anémicos.

Actualmente se consume sus hojas en ensaladas y sus frutos sin madurar encurtidos en vinagre y sal en un producto conocido en el mercado como alcaparras de indias.

El Instituto Nacional de Nutrición de Argentina hizo un análisis del valor nutricional de las hojas de esta planta cuyos resultados mostramos en el siguiente cuadro comparativo con otras verduras de consumo conocido.

3. **Etnomedicinal:** Desde la época prehispánica, se utilizaron las hojas en cataplasma como desinfectante y el jugo como antiescorbútico, siendo útil para las úlceras escorbúticas de la boca. Las flores del mastuerzo vienen siendo usadas por varias generaciones para curar los «empeines» (eccemas causados por dermatofitos), cloasmas y otras manchas de la piel.

Fitoquímica

Contiene glucósidos (glucotropaeolina, mirosina) que hidrolizan en compuestos sulfurosos antibióticos y antimicóticos, además altos niveles de vitamina C en flores y hojas.

Las hojas y flores contienen un antibiótico natural que no interfiere con la flora intestinal.

Componentes químicos (□NVES, NAPRALERT, 07/24/98)

Las hojas y tallos contienen flavonoides: Quercetrina Iso y el aceite esencial contiene el componente azufrado tropaeolina (Investigación realizada en USSR).

Las flores y los frutos contienen el compuesto sulfurado: thioglucósido de tropaeolina (Investigación realizada en Perú).

Los frutos contienen los triterpenos: Cucurbitacina B, Cucurbitacina D, y Cucurbitacina E (Investigación realizada en Polonia).

De la planta entera se ha aislado el sesquiterpeno: Xanthosina (Investigación realizada en Argentina).

Literatura Citada

Brack E.; A. 1999 Diccionario Enciclopédico de las plantas útiles del Perú. Imp. del Centro Bartolomé de las Casas. Cuzco, PERU.

Centro Naturista El Herbario. 1999. Enciclopedia de Salud Familiar.

Font Quer; P. 1990. Plantas medicinales. El Dioscorides Renovado.

Moscoso C.; M. 1996. Secretos medicinales de la flora peruana.

Palacios V.J. 1997. Plantas medicinales nativas del Perú. CONCYTEC, LIMA

Soukump, J. 1970. Vocabulario de los nombres vulgares de la flora peruana. Tipog. Saleciana, LIMA.

VALOR NUTRICIONAL DEL MASTUERZO Y DE OTRAS VERDURAS, POR CADA 100 GR.

ALIMENTO	GRAMOS						MILIGRAMOS		
	CALORIAS	PROTEIN.	CARBOH.	GRASAS	CELULOSAS	AGUA	CALCIO	FOSFORO	HIERRO
MASTUERZO	46	4.2	4.1	1.4	1.2	87.2	81	66	15.11
LECHUGA VERDE	18	1.2	2.9	0.2	0.5	94.8	62	20	1.10
ESPINACA FRESCA	22	2.2	2.6	0.3	0.6	92.7	95	92	3.08
ESPARRAGO FRESCO	23	2.2	3.2	0.2	0.7	93	25	39	1.00

Referencias
Ins. Nac. de la Nutrición de Argentina: “Tabla de la Composición de los Alimentos”.
Tothman, Boris. “ Tabla de Cálculo Vitamínico utilizable en la Alimentación”.
Bridges, Milton A.: “Dietetic for the Clinician”

VALOR VITAMINICO DEL MASTUERZO Y DE OTRAS VERDURAS, POR CADA 100 GR.

ALIMENTO	VITAMINA "A" UNIDADES	MILIGRAMOS				RESIDUOS	
		B_1	B_2	NIACINA	VITAMINA C	ACIDO	ALCALINO
MASTUERZO	3.608	0.100	0.158	1.2	67.8	---	9.46
LECHUGA VERDE	1.600	0.095	0.160	0.2	18	---	3.5
ESPINACA FRESCA	12.500	0.098	0.21	0.7	57	---	25.7
ESPARRAGO	1.341	0.136	0.162	0.4	16.5	---	1.8

Arnaldoa
8(1): 93-100. 2001

Comparativo de cultivares de remolacha azucarera en suelos salinos.

JORGE REYNOSO CASQUEL
Ex jefe del Departamento de Cultivos Varios,
División Técnica, CECOAAP
Chiclayo, PERÚ.

SERGIO VALDIVIA VEGA
Profesor Principal de la Universidad Privada
Antenor Orrego,
Trujillo, PERÚ.

ERICK LARSEN C.
Experto FAO en Fertilidad de Suelos y Manejo
de Fertilizantes, Proyecto TF/PER 22

JORGE PINNA CABREJOS
Profesor Principal de la Universidad Privada
Antenor Orrego,
Trujillo, PERÚ.

Resumen

Se compararon 10 cultivares de remolacha azucarera, 5 poligermen (Maroc, Marina, Magna, Regina y Tribel) y 5 monogermen (Mono Hy6, Mono 3190, Mono HyD_2, Híbrido HH30 y Mono 4006) en un suelo salino de la costa norte, Cooperativa Casa Grande (la salinidad varió entre 5.1 y 26.7 mS/cm) y en un suelo salino de la costa sur, Cooperativa Chucarapi (la salinidad varió entre 2.6 y 29.0 mS/cm). Además, en otro suelo de la costa norte, en la Cooperativa Pomalca (la salinidad varió entre 5.0 y 33.0 mS/cm), se compararon los mismos 5 cultivares poligermen y el monogermen Mono 4006, además de otros 4 cultivares: Mezzano Poly A, HH28 Poly Hy, Kawe-Poly-NS y Kawienter-Poly.

Se encontró que los rendimientos de todos los cultivares son similares a los que se encuentran en otras partes del mundo, y que inclusive en Casa Grande son superiores. Por otra parte, no hubo efecto del boro aplicado foliarmente, en la producción ni en la calidad de la remolacha azucarera.

Los cultivares poligermen Tribel, Marina, Regina, Magna y Maroc, fueron los de más alto rendimiento de raíces. En cambio los cultivares monogermen Mono HyD_2 y Mono 3190 fueron los de mayor producción de hojas más coronas.

Los cultivares monogermen Mono 4006 y Mono HyD_2 fueron los de más alta concentración de pol. Los más altos rendimientos del pol fueron obtenidos con los cultivares poligermen Marina, Regina, Magna y Tribel.

Abstract

10 cultivars of sugar beet were confronted, 5 polygerm (Maroc, Marina, Magna, Regina and Tribel) and 5 monogerm (Mono Hy6, Mono 3190, Mono HyD_2, Hibrido HH30 and Mono 4006) in a saline soil of the peruvian northern coast, Cooperative Casa Grande (soil salinity varies from 5.1 to 26.7 mS/cm); in a saline soil of the southern coast, Cooperative Chucarapi (soil salinity varies from 2.6 to 29.0 mS/cm); likewise, in other soil of the northern coast, Cooperative Pomalca (soil salinity varies from 5.0 to 33.0 mS/cm). In Pomalca, were evaluate the same 5 polygerm cultivars and 1 monogerm cultivar (mono 4006) and 4 others cultivars: Mezzano Poly A, HH28 Poly Hy, Kawe-Poly-NS and Kawienter Poly.

It was found that all cultivars yielded the same as in other temperate climatic regions and that even in Casa Grande were higher.

Likewise, it was not found any effect to foliar boron aplication, in sugar beet neither yield nor quality.

Polygerm cultivars Tribel, Marina, Regina, Magna and Maroc, had the higher yields of roots. On the other hand, monogerm cultivars Mono HyD_2 and Mono 3190 had higher yields of leafs and crowns.

Monogerm cultivars Mono 4006 and Mono HyD_2 had higher concentration of sucrose. Higher yields of sucrose were obtained with polygerm cultivars Marina, Regina, Magna and Tribel.

Introducción

La remolacha azucarera con una superficie total que supera los 9 millones de hectáreas, es de gran importancia para la agricultura mundial. Su cultivo se concentra principalmente en el continente europeo abarcando aproximadamente 7.5 millones de hectáreas (BASF, 1976). Sin embargo, algunos países en otros continentes, particularmente América del Norte y Asia están extendiendo considerablemente su cultivo.

Se comprende la importancia que asume la remolacha azucarera en la alimentación humana, si se considera el hecho de que alrededor del 40% de la producción mundial de azúcar se obtiene de esta planta (BASF, 1976). Además, la fibra, hojas y corona de remolacha azucarera se pueden utilizar como forraje. Así, en Dinamarca se ha calculado que cada hectárea sembrada con remolacha, proporciona en forma de sub productos, una cantidad de forraje suficiente para producir 800 kg de leche con 4% de materia grasa (Maribo, 1977). El rendimiento de pulpa fresca viene a ser el 90% del peso bruto de la remolacha y 10kg de pulpa equivalen, por su poder nutritivo, a 1 kg de cebada (Sánchez, 1965).

En México se viene realizando desde 1932 investigaciones para determinar las posibilidades de cultivar con éxito la remolacha azucarera y sorgo dulce (IMPA, 1975).

Las razones antes mencionadas justifican el objetivo del presente trabajo, el cual fue probar el comportamiento de 14 cultivares de remolacha azucarera, con la finalidad de seleccionar los que mejor se adaptan a las condiciones climáticas de la costa del Perú y las más tolerantes a la salinidad del suelo.

Materiales y Métodos

Fueron realizados 3 experimentos en la costa árida peruana, 2 en el norte y 1 en el sur, en las Cooperativas Casa Grande (valle Chicama), Chucarapi (valle Tambo) y Pomalca (valle Chancay-Lambayeque), en los campos La Grama, Manuel y Pozo Arturo, respectivamente.

Se empleó el diseño estadístico en bloques completamente randomizados con 10 tratamientos (cultivares), y 20 repeticiones. Las parcelas fueron de 1.6 m de ancho (4 surcos) y 20 m de largo (32 m^2), evaluándose únicamente el rendimiento de los 2 surcos centrales. La siembra del campo La Grama (Casa Grande) se realizó el 25 de Abril de 1980, cosechándose a los 186 días. El campo Manuel (Chucarapi) se sembró el 3 de Junio de 1980, cosechándose a los 190 días. El campo Pozo Arturo (Pomalca) se sembró el 27 de Agosto de 1980, cosechándose a los 157 días.

En los campos La Grama y Manuel, se sembraron los siguientes cultivares:

Cultivares poligermen:

1. Maroc Poly de Dinamarca
2. Marina Poly de Dinamarca
3. Magna Poly de Dinamarca
4. Regina Poly de Suecia
5. Tribel Poly de Bélgica

Cultivares monogermen:

1. Mono Hy6 de Estados Unidos
2. Mono 3190 de Suecia
3. Mono HyD_2 de Estados Unidos
4. Híbrido HH30 de Estados Unidos
5. Mono 4006 de Suecia

En el campo Pozo Arturo únicamente se cambiaron los 4 primeros cultivares monogermen por los cultivares siguientes:

1. Mezzano Poly A.
2. HH28 Poly Hy.
3. Kawe Poly – NS.
4. Kawienter – Poly.

Los suelos de La Grama (Casa Grande) se caracterizan por ser predominantemente de textura franco – arenosa y franco – limosa, con pH entre 7.6 y 8.0, de salinidad entre 5.1 y

26.7 mS/cm. Son suelos bajos en N total, ricos en P disponible y muy ricos en K disponible. Los suelos del campo Manuel (Chucarapi) se caracterizan por ser de textura entre franco y franco arenoso, superficiales, con pH entre 7.3 y 7.6, y salinidad entre 2.6 y 29.0 mS/cm. Los suelos son bajos en N total y medios a ricos en P y K disponible. Los suelos del campo Pozo Arturo (Pomalca) son franco a franco limoso en la capa de 0 a 30 cm, y franco limoso a franco arcillosos en las capas de 30 a 60 y de 60 a 90 cm; de pH entre 7.8 y 8.8, y salinidad entre 5 y 33 mS/cm. Son suelos bajos en N total, ricos en P disponible y muy ricos en K disponible.

Después de la siembra, los riegos se realizaron con poco intervalo (3 días) para asegurar el brotamiento y crecimiento inicial de las plántulas que es el momento crítico en los suelos salinos (U.S. Salinity Laboratory, 1954). En La Grama se aplicaron 15 riegos con un volumen total de 5,685 m^3/ha. En los otros 2 campos estudiados no se midió el volumen de agua aplicada. Los 3 campos fueron abonados con 180 kg N/ha (antes del primer mes de edad). A los 3 meses de edad, se aplicó ácido bórico (17% B) en el campo La Grama (Casa Grande). La aplicación abarcó la mitad de cada tratamiento y fue realizada en forma foliar a la concentración de 2.5%. No se aplicó el B en los otros dos campos ya que no se presentó corazón vació en las raíces, "enroscamiento" de las hojas, y necrosis y muerte de los limbos donde sobrevivió solamente la nervadura central. El análisis realizado en el laboratorio del departamento de suelos de la Universidad Nacional Agraria "La Molina" dio los siguientes resultados (Larsen, 1980): hojas chicas, peciolo enfermo: 18 ppm de B; hojas chicas, limbo enfermo: 21 ppm de B; hojas sanas, limbo sano: 26 ppm de B; hojas grandes, peciolo sano: 20 ppm de B. Los resultados muestran deficiencia de Boro según Johnson et al. (1971) quienes indican que el nivel crítico en el cual los rendimientos disminuyen 10%, es de 27 ppm de B; presentándose síntomas de deficiencias entre 12 y 40 ppm de B y no presentándose síntomas de deficiencias entre 35 y 200 ppm de B. Por otro lado, según CIA (1977) las plantas no son deficientes en dicho elemento ya que su contenido normal en las raíces es de 10 ppm y en las partes aéreas de 15 ppm.

Resultados y Discusión

1 Resultados encontrados en el campo La Grama. (Casa Grande)

1.1 Efectos del boro en el rendimiento de raíces y coronas más hojas

El análisis de varianza mostró que no hubo efecto significativo del boro en el rendimiento de raíces (F=0.32) ni en el rendimiento de coronas más hojas (F=0.43). Esto indica que la cantidad y disponibilidad del boro del suelo ha sido suficiente para la nutrición normal de la remolacha.

En el cuadro N° 1 se puede observar que no hay diferencias de rendimientos por efecto de la aplicación del boro, para ninguno de los 10 cultivares estudiados. Además, se encontró que en ninguno de los 2 casos, hubo significación para la interacción boro por cultivar, lo que indica que los valores dados por CIA (1977) son los que más se ajustan a la realidad, y que el síntoma se debió al desequilibrio de otros nutrientes.

1.2 Efecto del boro en la calidad

Se encontró, igualmente, que el boro no tuvo ningún efecto sobre los factores de calidad (brix, pol, humedad, pureza, y azúcares reductores). Esto confirma aún más, que los suelos estuvieron bien abastecidos de boro disponible.

1.3 Rendimiento de raíces y de coronas más hojas de los diferentes cultivares

Se encontró diferencias altamente significativas del rendimiento de raíces (F=10.1**) entre los 10 cultivares probados.

Se realizó la prueba de Duncan para comparar, al nivel de 99%, el rendimiento promedio de raíces de los diferentes cultivares estudiados, encontrándose que los cultivares poligermen Tribel y Marina superan significativamente a los cultivares monogermen Mono 3190, Mono HyD_2, Mono 4006, y Mono Hy6. Además el cultivar Mono Hy6 fue superado con alta significación por el resto de cultivares estudiados.

Si bien los cultivares Tribel y Marina fueron los de mejores rendimientos, estos no superaron estadísticamente a los cultivares Regina, HH30, Magna y Maroc.

Con relación al rendimiento de coronas más hojas, se encontraron diferencias altamente significativas entre los 10 cultivares estudiados (F=14.3**).

La prueba de Duncan (99%) indicó que el rendimiento de coronas más hojas del cultivar monogermen Mono HyD_2 supera significativamente al resto de cultivares. Además el cultivar Mono 3190 supera a los cultivares Tribel, Magna, Mono 4006, Mono Hy6, Regina y Maroc. Por último, el cultivar, HH30 supera a Mono Hy6, Regina y Maroc.

En todos los casos los rendimientos son bastante altos e inclusive superiores, a los que se encuentran en otras partes del mundo (CIA, 1977).

1.4 Calidad de los cultivares estudiados

Para poder seleccionar los cultivares de mejor comportamiento, no sólo es importante la producción de raíces sino también la concentración de azúcar de los mismos. Por tal razón, se ha multiplicado el rendimiento de raíces por su concentración de azúcar (pol) para obtener el rendimiento de pol. Como puede observarse en el cuadro N° 4, los 5 cultivares de mayor rendimiento de raíces, son los que tienen el mayor rendimiento de pol, pero en el orden siguiente:

1ero Marina,

2do HH30,

3ro Tribel,

4to Magna y

5to Regina.

2 Resultados encontrados en el campo Manuel (Chucarapi)

2.1 Rendimiento de raíces y de coronas más hojas de los diferentes cultivares

El análisis de varianza mostró diferencias altamente significativas en el rendimiento de raíces de los diez cultivares estudiados (F=16.4**).

La prueba de Ducan, al nivel de 99% de probabilidades, demostró que no hubo diferencia de rendimiento entre los cultivares Marina, Regina, Magna, Tribel y Maroc. A la vez estos 5 cultivares poligermen superaron ampliamente a los cultivares monogermen Mono 4006, Híbrido HH30, Mono 3190, Mono HyD_2 y Mono Hy6. Además, el Mono 4006 superó al cultivar Mono Hy6.

Con respecto al rendimiento de coronas y hojas de los diez cultivares estudiados, se hallaron diferencias estadísticamente significativas (F=2.4*), siendo el cultivar Mono HyD_2, superior a los cultivares Mono 4006, Regina y Mono Hy6, según la prueba de Duncan. Además no hubo diferencias entre los cultivares Mono HyD_2, Mono 3190, Marina, Magna, Maroc, Híbrido HH30 y Tribel. Si bien los rendimientos son inferiores a los del campo La Grama, son similares a los encontrados en otras latitudes (CIA, 1977).

2.2 Calidad de los cultivares estudiados

Pol.- Se encontró diferencias significativas (F=2.42*) entre los diferentes cultivares, siendo el cultivar Mono 4006 superior a los cultivares Mono 3190, Mono Hy6, Marina, Maroc, Híbrido HH30 y Tribel, según la prueba de Duncan. Además se encontró que no hubo diferencias entre los cultivares Mono 4006, Mono HyD_2, Regina y Magna.

En el cuadro N° 4 se presenta el Rendimiento de Pol en t/ha. Se puede apreciar, que los mayores rendimientos de pol fueron en los cultivares Regina, Magna, Marina, Tribel y Maroc. Estos cultivares, a la vez, fueron los de mayor producción de raíces.

Brix.- Hubo diferencias altamente significativas (F=2.54**) entre los diferentes cultivares. Los cultivares Mono 4006, Regina, Mono HyD_2, Mono 3190, Magna y Mono Hy6 no se diferenciaron según la prueba de Duncan, pero el cultivar Mono 4006 superó a los cultivares Híbrido HH30, Maroc, Tibel y Marina.

Humedad.- Se encontró diferencias significativas entre los diferentes cultivares (F=2.16*). El cultivar Marina superó significativamente al cultivar Mono 4006, según la prueba de Duncan.

Fibra, pureza y azúcares reductores.- No se encontró diferencias significativas entre cultivares en ninguna de estas características.

En el cuadro N° 4 se presentan los resultados encontrados.

3 Resultados encontrados en el campo Pozo Arturo (Pomalca)

3.1 Rendimiento de raíces de los diferentes cultivares

Se encontró diferencias altamente significativas del rendimiento de raíces entre los diferentes cultivares, F=8.03** (cuadro N° 3). Los cultivares polygermen Regina y Tribel superaron al cultivar monogermen Mono 4006 y a los cultivares Kawienter-Poly, Kawe Poly-NS y HH28 Poly Hy, según la prueba de Duncan.

4 Resultados generales

Como puede observarse en el cuadro N° 3, los más altos rendimientos tanto de raíces como de hojas más coronas, se obtuvieron en el campo La Grama de Casa Grande, debido principalmente a la calidad y profundidad de los suelos. Los rendimientos menores obtenidos en el campo Manuel de Chucarapi se debieron, básicamente, a que este campo tiene suelos muy superficiales; por otra parte, los bajos rendimientos obtenidos en el campo Pozo Arturo de Pomalca, se debieron a que este campo estuvo continuamente expuesto al ataque de gusanos comedores de hojas, los cuales eliminaron completamente el follaje.

Conclusiones

1. Los rendimientos de raíces son similares y aún superiores (en Casa Grande) a los encon-trados en otras partes del mundo, en todos los cultivares.
2. No hubo efecto del boro en la producción ni en la calidad de la remolacha azucarera.
3. Los cultivares poligermen Tribel, Marina, Regina, Magna y Maroc fueron los de más alto rendimiento de raíces.
4. Los cultivares monogermen "Mono HyD_2" y Mono 3190 fueron los de mayor producción de hojas más coronas.
5. Los cultivares monogermen Mono 4006 y "Mono HyD_2", fueron los de más alta concentración de pol.
6. Los más altos rendimientos de pol fueron obtenidos con los cultivares poligermen Marina, Regina, Magna y Tribel.
7. El cultivar Mono 4006 presentó el valor más alto de Brix.

Literatura Citada

BASF. 1976. Reportes Agrícolas BASF, 3/76. Rhein, Alemania, 28p.

CIA. 1977. Corresponsal Internacional Agrícola. Instituto Internacional de la Potasa, Suiza, Vol 18, N° 5,8p.

IMPA. 1975. Investigación en otras especies vegetales azucareras. Instituto para el Mejoramiento de la Producción de Azúcar. México, 245p.

Johnson, R. T., J. T. Alexander, G. E. Rush and G. R. Wawkes (Editores). 1971. Advances in Sugarbeet Production. The Iowa State University Press, Ames, Iowa, 444p.

Larsen, E. 1980. Informe de Viaje a ICIA (14 y 15 de julio de 1980). Ministerio de Agricultura y Alimentación. Lima. Perú, Proyecto TF/PER22.

MARIBO, 1977. El Anuario: Cultivo de la Remolacha Azucarera. Folleto de la Estación Experimental A/S de Danske Sukkerfabrikker, Copenhague, Dinamarca, 15p.

Sánchez A., A. 1965. Abonado de la Remolacha Azucarera. Ministerio de Agricultura, Servicio de Extensión Agraria, Serie Técnica N° 14, Madrid, España, 24p.

U.S. SALINITY LABORATORY. 1954. Diagnosis and Improvement of Saline and Alkali Soils. U.S. Dept. Agr. Handbook 60, L.A. Richards, Editor, 160p.

Arnaldoa 8(1) se terminó de imprimir
el día 30 de octubre del 2001 en los talleres de:

GRAFICART
EDITORIAL, PRODUCCION GRAFICA &PUBLICIDAD

Jr. San Martín 375 - Telfax 297481

Trujillo - Perú

NORMAS EDITORIALES

Para publicar en la Revista Arnaldoa debemos de dejar en claro que la responsabilidad de las ideas emitidas corresponden a sus autores. Sólo se someterán a consideración del Comité Editor trabajos inéditos.

ARNALDOA es una revista del Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego, que publica artículos científicos originales sobre Botánica, Zoología, Ecología, Arqueología, Antropología y temas afines, producto de las investigaciones de la región neotropical con énfasis en el Perú.

El artículo deberá presentarse en original y copia en papel tamaño A-4, con letra Times New Roman 12 puntos, a espacio sencillo, con margen 2.5 cm en los cuatro lados, en páginas numeradas consecutivamente. El máximo se podrá extender hasta 20 páginas, incluyendo tablas y figuras; las excepciones quedarán a criterio del Comité Editor.

Deberá acompañar a los manuscritos una copia en procesador de textos Word para Windows en un disquete de 3.5".

Se sugiere que la estructura del artículo científico sea la siguiente:

a.- Título: escrito en altas y bajas, en negrita

b.- Autor (es): indicando nombres y apellidos en mayúsculas, debe incluir dirección y e-mail, todo ubicado a la derecha de la hoja.

c.- Resumen y Abstract: no debe exceder de 200 palabras, tratando de compactar la información a un solo párrafo.

d.- Texto: debe ser inobjetable con respecto a presentación y contenido. Los nombres de los autores citados deben ir en minúscula, los nombres científicos en itálica y negrita.

e.- Agradecimiento: opcional.

f.- Literatura citada:

. Apellidos e iniciales de los nombres de todos los autores.

. Año de publicación

. Título completo, edición, editorial, número de páginas (sí es libro), volumen seguido de número entre paréntesis y dos puntos, número de primera y última páginas y el año de publicación: Arnaldoa 6(1): 7-18. 1999 (sí es revista).

Las láminas deben ser originales, nítidas en tamaño A-4, los signos deben estar listos para su reproducción

Las fotografías nítidas en papel de alta calidad brillante para su reproducción, y no deben exceder en número de 6.

-en caso de enviar fotos escaneadas estas deben se digitalizadas a todo color (36 bits) con resolución de 300 dpi y serán guardadas en formato gráfico TIFF, JPG, para PC.

Todas las ilustraciones deben estar consecutivamente numeradas y con leyendas explicativas y sucintas.

Cada autor recibirá gratuitamente 50 separatas del artículo; en caso de autor y coautor cada uno recibirá 25 separatas

Arnaldoa 8(1)

7 Distribución geográfica de la microalga ***Dunaliella salina*** Teodoresco (Chlorophyta) en territorio peruano

C.AGUILAR & H. MONTOYA

25 Una nueva especie de ***Critoniopsis*** (Vernonieae: Asteraceae) del Norte de Perú

A. SAGASTEGUI & M.O. DILLON

31 ***Verbesina citrina*** (Heliantheae: Asteraceae), una nueva especie de Cajamarca, Perú.

A. SAGASTEGUI & M. ZAPATA

37 ***Mutisia mandoniana*** (Asteraceae). un nuevo registro para el Perú.

B. LEON

39 ***Ribes viscosum*** Ruiz & Pavón (Grossulariaceae), una especie ecológicamente importante de los Andes del Perú y su sinonimia.

M. WEIGEND & M. BINDER

45 ***Loudetia*** (Poaceae): un nuevo registro para el Perú

H. BELTRAN & M.I. LA TORRE

49 Vegetación y estado de conservación de la Cuenca del Río Ilo - Moquegua. Lomas de Ilo y áreas adyacentes.

M. ARAKAKI & A. CANO

71 Biología floral de cuatro cultivares y tres parientes silvestres de «mauka», ***Mirabilis expansa*** (R.&P.) Standley

M. VALDERRAMA & J. SEMINARIO

87 El mastuerzo: planta ornamental, alimenticia y medicinal

A. VARGAS

93 Comparativo de cultivares de remolacha azucarera en suelos salinos.

J. REYNOSO, S. VALDIVIA, E. LARSEN & J. PINNA

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO
TRUJILLO - PERU

Arnaldoa

8(2)

Revista del Museo de Historia Natural

Diciembre, 2001

UNIVERSIDAD PRIVADA "ANTENOR ORREGO"
TRUJILLO - PERU

Arnaldoa

8(2)

Revista del Museo de Historia Natural

Diciembre, 2001

© 2001 - Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo
Derechos Reservados conforme a Ley

El Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego de Trujillo tiene la misión de investigar y dar a conocer la diversidad biológica y cultural del Perú, a objeto de preservar e incrementar la vida.

CARATULA: *Fotografia de* ***Arnaldoa weberbaueri*** (Asteraceae).
Foto: M.O. Dilllon (c)

UNIVERSIDAD PRIVADA ANTENOR ORREGO

Rector	:	Dr. Guillermo Guerra Cruz
Vicerrector Académico	:	Dr. Carlos Lescano Anadón
Vicerrector Administrativo	:	Dr. José Veneros Chávez

MUSEO DE HISTORIA NATURAL

Director	:	Dr. Abundio Sagástegui Alva
Jefe de Colecciones	:	Blga. Carolina Tellez Alvarado
Técnico	:	Blgo. Mario Zapata Cruz

COMITE EDITOR

Dr. Félix Dávila Gil
Dr. Abundio Sagástegui Alva
Blga. Carolina Tellez Alvarado

EDITORES ASESORES

Dr. Jorge V. Crisci
Museo de La Plata
Paseo del Bosque s/n 1900
La Plata, Argentina
E-mail: jcrisci@netverk.com.ar

Dr. Michael O. Dillon
The Field Museum
Chicago, IL 60605-2496,U.S.A.
Email:mddillon@fmnh.org

`

Arnaldoa 8(2)

CONTENIDO

BOTANICA

7 Microalgas de humedales termales de los Andes Centrales, ***Mastigocladus laminosus*** Cohn primer registro para el Perú. I.
H. MONTOYA & S. BALDEON

25 Tribal classification and diversity in the Asteraceae of Peru.
M. O. DILLON & A. SAGASTEGUI

45 Nuevos registros para la flora de San Martín, Perú
I. SANCHEZ, G. IBERICO, M. ZAPATA, Ma. L. KAWASAKI & M. O. DILLON

53 Primer Registro de ***Aphanelytrum*** (Poaceae: Pooideae) para el Perú
Ma. I. LA TORRE, Z. RUGOLO & A. CANO

57 Nuevo nombre para una especie de ***Chrysophyllum*** (Sapotaeae) del norte de Perú
M. O. DILLON & A. SAGASTEGUI

59 ***Solanum tuberosum*** L. subsp. ***yanacochense*** Ochoa subsp. *nov.*
CARLOS M. OCHOA

63 Nuevas adiciones a la flora del Perú, II
H. BELTRAN & A. GALAN DE MERA

67 Estimación del área foliar en seis morfotipos de achira comestible (***Canna edulis*** Ker-Gawler), por método no destructivo
J. SEMINARIO, M. URTEAGA & S. MEDINA

81 Nota sintaxonómica sobre la vegetación del Chaco Boreal
A. GALAN DE MERA

PARASITOLOGIA / ENTOMOLOGIA

85 Nuevas zonas de distribución geográfica de ***Triatoma carrioni*** (Hemiptera: Reduviidae) en Ayabaca, Piura, Perú
E. MARIN, A. ALVARADO, R. SANTILLAN, A. PALACIOS & C. CUBA

Arnaldoa
8(2): 7 - 24. 2001

Microalgas de humedales termales de los Andes Centrales, *Mastigocladus laminosus* Cohn primer registro para el Perú. I.

HAYDEE MONTOYA TERREROS
SEVERO BALDEÓN MALPARTIDA
Laboratorio de Simbiosis Vegetal
Museo de Historia Natural. UNMSM
Av. Arenales 1256. Apartado 14-0434
Lima 14. PERU

Resumen

Las fuentes termales altoandinas están bien distribuidas a lo largo del ecosistema de Montañas de Los Andes y han sido empleados como baños termales desde la milenaria cultura Inca. Estos humedales especializados de la localidad de Baños, provincia de Lauricocha, departamento de Huánuco están ubicados entre los 3220 y 3252 msnm. Ellos fueron muestreados irregularmente durante el 2001. La colección algal fue realizada en los habitats limno y reotermos y registros de la temperatura, pH y fosfatos fueron realizados simultáneamente. El rango térmico de las fuentes termales acidófilas fue de 36-62°C, pH 5 - 6,5 y $PO_4 \equiv$ 8 - 10 mg/l. Las comunidades bentónicas dominantes están caracterizadas por la cianobacteria termoacidófila ***Mastigocladus laminosus*** Cohn que constituye el primer registro para el Perú. Esta especie heterocistada con una termogradiente de 36 - 62°C y pH 5,3 6,0 demostró una notoria plasticidad fenotípica en los diferentes habitats. La termotolerancia disminuye en la cianobacteria ***Oscillatoria formosa*** Bory con el límite superior de temperatura de 44°C y termogradiente de 36 - 44°C y es seguido por ***O. tenuis*** C.A. Agardh con límite superior de temperatura de 38°C. La especie mas termoacidófila fue ***Phormidium sp.*** que florece a pH 5 entre los 36 - 38°C. Estos humedales extremos proporcionan aguas termales para beneficios recreacionales y para la salud por los usos terapéuticos como parte de las tradiciones de las poblaciones locales. Por consiguiente, el mantenimiento de la integridad de éstos humedales debe ser prioritario.

Abstract

Unique highland hot springs are well distributed along The Andes Mountains ecosystem, and were used mainly as thermal baths since the ancient Inca culture. These specialized wetlands from the Baños locality, province of Lauricocha, department of Huanuco were located between 3220 and 3252 mnsm. They were irregular samplings during 2001. Algal collection were done from the rheotherm and limnotherm habitats, and the temperature,

between 3220 and 3252 mnsm. They were irregular samplings during 2001. Algal collection were done from the rheotherm and limnotherm habitats, and the temperature, pH and phosphate data were registered simultaneously. Thermal range of acidic hot springs was 36 62ºC, with pH of 5 - 6,5 and $PO_4^{\equiv}$ 8 - 10 mg/l. The dominant benthonic communities are characterized by the thermoacidophile cyanobacteria ***Mastigocladus laminosus*** Cohn wich is a new record for Perú. This heterocystous species, with a thermogradient of 36 - 62ºC and pH 5, 3 - 6,0 showed notorius phenotypic plasticity in the different habitats. The thermotolerance decreace in hot spring cyanobacteria of ***Oscillatoria Formosa*** Bory with upper temperature limit of 44ºC, and thermogradient of 36 - 44ºC is followed by ***O. tenuis*** C.A. Agardh with the upper temperature limit of 38ºC. The most thermoacidophile species is ***Phormidium sp.*** Wich flourish at pH 5 between 36 - 38ºC. These extreme wetland ecosystems provide thermal waters for recreational benefits and for healthy due to their therapeutics uses as part of traditions of the local populations. Therefore, the maintenance of the wetland integrity should be priority.

Introducción

Las fuentes hidrotermales de origen geotérmico están consideradas como uno de los medios más hostiles en la biósfera siendo asociados con la actividad volcánica. La presencia de organismos termófilos en éstos ambientes ha reforzado la idea de que el antepasado de los organismos actuales habitaron en fuentes hidrotermales (biotopos acuáticos calientes) de la tierra primitiva de "origen caliente" favorecida por la energía geotérmica (Forterre 1999, Schleper 1999).

Las fuentes termales son tipificadas por temperaturas mayores que la temperatura media anual del aire en la misma localidad y por las matas bentónicas de los organismos que florecen en ellas. La elevación de la temperatura a una mayor que la del medio ambiente tiende a favorecer a la flora cianobacterial. Así, esta tendencia termal podría ser esperada por su estructura cianobacterial procariótica y ser descendiente de los habitats calientes del Precámbrico que sirvieron como centros de evolución y que han retenido la habilidad de funcionar mejor en éste rango, siendo compatibles con la termoestabilidad. Sin embargo, existe otra hipótesis respecto al origen de la termofilia que establece que los primeros organismos no fueron termofílicos pero que se fueron adaptando a temperaturas moderadas teniendo así los organismos termofílicos un origen secundario a partir de los psicrófilos y mesófilos. Estudios sobre la evolución de la termotolerancia demostraron que el alcance de los límites de tolerancia (reducción del nicho termal) es un mecanismo para la adaptación de los organismos a ambientes peculiares que puede devenir en la reducción de su performance (costo evolutivo) bajo condiciones ancestrales. Métodos filogenéticos comparativos han diseñado los patrones históricos de la diversificación ecológica de los organismos demostrando que en la cianobacteria termofilica ***Synechococcus*** los linajes mas termotolerantes evolucionaron de ancestros menos terotolerantes (Brock 1985, Miller & Castenholz 2000).

Las fuentes geotermales del mundo (geisers, fuentes termales, fumarolas) están por encima de los 40-50ºC. La mayor densidad de fuentes termales se presentan en el Parque

Nacional de Yellowstone y en Hunter, Oregon al noroeste de los Estados Unidos, Islandia y Nueva Zelandia, siendo las alcalinas que son de mayor distribución mundial las mejor estudiadas. Yellowstone es la región de las Montañas Rocosas mas activa sismicamente (actividad volcánica y tectónica al interior de la tierra (Smith & Christiansen 1980). En América del Sur, a lo largo de la extensión de la Cordillera de los Andes en territorio andino se presentan numerosos humedales termófilos, algunos de ellos relacionados con los volcanes (Zapata 1973, Steïnmuller & Huamaní 1999).

Algunas fuentes termales son tan productivas como los lagos eutróficos, siendo mas del 97% de la biomasa perteneciente a la comunidad procariótica (Wickstrom 1987). Ellos son habitats casi exclusivos de las cianobacterias que se presentan en las fuentes termales iluminadas por encima de pH 5 y por debajo de los 74°C en el Oeste de Norte América o por debajo de los 64°C en la mayoría de las otras fuentes termales del mundo (Castenholz 1973).

Para los procariontes fotosintéticos, el límite superior de temperatura es de 73° - 74°C a la cual crece y fotosintetiza la cianobacteria ***Synechococcus lividus*** que ha sido reportada para las fuentes termales de Yellowstone y Oregon (Broca 1967, Castenholz 1973). Esta especie tiene el límite inferior de temperatura de 53-54°C, cuando es remplazada por ***Oscillatoria terebriformes*** en Oregon. Sin embargo, en las fuentes termales de Islandia y Nueva Zelandia, donde el límite superior de temperatura es de 63-64°C florece ***Mastigocoleus laminosus.***

En nuestro país, éstos peculiares humedales andinos como las fuentes geohidrotermales distribuidas principalmente en el ecosistema de montaña de los Andes, son de importancia por las cualidades terapéuticas que se les atribuye para la salud humana. En el territorio central andino peruano, el valle de Churín del departamento de Lima, alberga peculiares humedales minero-medicinales utilizados principalmente por la población al igual que las fuentes termales de Los Baños del Inca y de Monterrey en los departamentos de Cajamarca y Ancash respectivamente. Las dos últimas fuentes han sido evaluadas en su flora algal por Aldave (1973) y Acosta & Osorio (1982).

El estudio florístico de las microalgas, principales colonizadores de los humedales extremos es muy limitados al igual que su ecología termal cianobacterial y sus roles ecológicos, no obstante constituir recursos hidrobiológicos importantes por su naturaleza autotrófica ventajosa para la bioconversión de la energía luminosa disponible. Pos consiguiente, se ha evaluado la microflora termofílica de los humedales andinos de Baños para determinar su diversidad específica y relacionarla con la calidad de las aguas termales.

Material y métodos

Los humedales andinos de Baños, provincia de Lauricocha en el departamento de Huánuco corresponden a los ecosistemas geotermales altoandinos tipo fuentes termales.

El reconocimiento de las diversas fuentes termales, destino y utilización de sus aguas

así como las colecciones de su microflora se realizaron durante el 2001 en las estaciones de otoño (abril y mayo) luego de la época de las precipitaciones durante el verano andino y en invierno (agosto) según la metodología estándar (Prescott 1978, Dillard 1999).

La obtención de las especies de las diversas comunidades algales indicadoras de éstos humedales extremos se realizaron por remoción de la flora algal de las fuentes termales y de las diversas gradientes termales que colonizan. Registros de los parámetros físico-químicos como la temperatura, pH y fosfatos (varillas Merck) fueron obtenidas simultáneamente y la identificación de las microalgas fue realizada con bibliografía especializada.

Resultados

Area de estudio

Fuentes termales de Baños y Termogradientes

Las fuentes termales altoandinas de Baños pertenecientes al grupo geológico Goyllariquizga de La Unión están localizadas en la zona norcentro del país, provincia de Lauricocha del departamento de Huánuco, con las coordenadas geográficas de 10º02'51,6" 10º02'52,9" LS y 76º43'17,7" - 76º43'20,7" LO.

Las fuentes termales de Baños situadas al oeste de la ciudad de Huánuco, sur de La Unión y al noreste de la ciudad de Baños, están entre las altitudes de 3220 y 3252 msnm. Ellas comprenden varios manantiales en la margen izquierda del río Nupe, entre las localidades de Pilcocancha (Pilco) y Baños, son de uso local y están próximas al milenario Camino Incaico.

El paisaje natural impresionante con una planicie termal (aproximadamente 0,15 km^2) exhibe varios manantiales u "ojos" de agua termales humeantes (semejante a chimeneas fumarólicas) con emisión intermitente ó periódica de aguas termales (Fig. 1). Estos manantiales termales originan:

- Pozas termales o limnotermos, algunas de ellas ha sido delimitadas por edificaciones incaicas (Fig. 5).
- Riachuelos termales o reotermos que canalizan los efluentes (Fig. 5). De esta forma, los efluentes van hacia pozas vecinas conocidas como los Baños del Inca que son dos pozas adyacentes y cuyos efluentes a su vez se forman pozas termales que desarrollan una flora microalgal mesofílica.

Entre las principales fuentes termales (5) de temperatura más bien constantes en su origen tenemos:

El manantial hipertermófilo: denominado así por constituir la fuente térmica mayor con burbujeos periódicos e intermitentes que alcanza los 62°C, con un rango de pH 5,5-6,0 y $P0_4 \equiv 8$ mg/l siendo la temperatura del aire 17°C a la 1,30 pm en otoño (abril 12). (Fig. 2). El

efluente forma un riachuelo termal que discurre por una ligera pendiente y alcanza una gradiente de 37°C en poza natural utilizada como piscina.

La poza termal del Inca: denominada así por estar próxima a dos pozas contiguas conocidas como Los Baños del Inca y a las cuales abastece, tiene una liberación periódica o intermitente de aguas ácidas (pH 5,3) con $P0_4\equiv$ de 10 mg/l. Rango de temperatura de 51-54°C siendo la temperatura del aire 10°C a las 7am en otoño (mayo 23) y de 20°C a las 3,15 pm (mayo 22). (Fig. 5).

Las fluctuaciones térmicas en los puntos de emergencia están asociadas con las descargas de vapor caliente y humeante observadas a tempranas horas de la mañana (6,3-7,0 am) en otoño (mayo 23) e invierno (agosto 12).

La poza termal del Inca tiene dos efluentes reotermos, uno de ellos directo de la poza con termogradiente de 38°C y el otro indirecto por provenir de los Baños del Inca a las cuales abastece la poza termal del Inca. Este efluente indirecto forma a su vez otra poza adyacente que alcanza una termogradiente de 36°C y pH 8-8,5 y cuyo efluente a su vez forma otro riachuelo de 31°C y pH 7,1 - 7,4 que desemboca en el río Nupe.

El manantial térmico: Esta fuente térmica con burbujeos periódicos estuvo parcialmente protegida por la vegetación terrestre circundante (Poaceae). Rango de temperatura de 36-44°C siendo la temperatura del aire 17°C a la 1,15 p.m. en otoño (abril 12). Sus aguas circulantes de pH 5,7 - 6 confluyen con el efluente térmico del manantial hipertermófilo (62°C) incrementando el flujo termal del riachuelo.

La poza - piscina termal: Poza con diversos afloramientos u "ojos" termales de 37 39°C en una esquina y en varios puntos del lecho, pH 5,8-6,0, siendo la temperatura del aire de 13°C a las 12,55 pm. Otoño (abril 12).

La poza termal acidófila: Se localiza aproximadamente a 200 m al sur de Los Baños del Inca. Esta poza termal con rango de temperatura de 36-38°C y pH 5,0 siendo la temperatura del aire de 18°C a las 10,10 am en invierno (agosto 12) tiene su efluente termal que va a desembocar en el rio Nupe.

El paisaje natural con predominancia de una planicie térmica en Baños presenta algunas acequias o riachuelos mesotermales provenientes de zonas altoandinas que discurren sus aguas próximas a los humedales termales.

Debido a que la temperatura del agua fue de 27°C siendo la temperatura del aire de 10 - 11°C a las 12,45 pm. y pH 6,5-7,0, posiblemente este riachuelo tenga su origen en alguna fuente termal, exhibiendo una gradiente térmica en su recorrido. La microflora estuvo constituida principalmente por las clorofilas ***Spirogyra, Oedogonium,*** la diatomea ***Synedra*** y rotíferos.

Las pozas de uso local son las utilizadas desde tiempos milenarios como los Baños del Inca, otras pozas termales y las más recientes son piscinas cementadas pequeñas con temperaturas entre 37 y 39°C y pH 5,8-6,0. Ellas son visitadas y aprovechadas desde tempranas horas de la mañana (5 am.).

Las aguas del río Nupe se localizan aproximadamente entre los 50 a 100 m de las fuentes termales, con temperatura de 7°C (9 am) en invierno (agosto 12) y pH entre 7,4 y 7,7, siendo la temperatura del aire de 15°C simultáneamente. Las aguas ribereñas son impactadas por los diferentes efluentes de los diversos manantiales térmicos de Baños.

Microflora de los humedales andinos termales

Las fuentes termales con sus periódicos e intermitentes burbujeos y con afloramiento o emergencia de aguas termales origina peculiares habitats donde se presenta la colonización mocroalgal indicadora de estos humedales extremos andinos. Las aguas termales en la mayoría de los casos próximas al río Nupe tienen un impacto de contaminación natural en las aguas ribereñas. Por el contrario, la subida del nivel de las aguas ribereñas por influencia de las lluvias andinas generalmente en los meses de verano tiene un impacto (inoculación biótica) sobre los cercanos y diversos efluentes termales (limno y reotermos) que exhiben ciertas gradientes térmicas.

La mayoría de los humedales termales dispersos presentan una peculiar microflora colonizadora e indicadora de las condiciones térmicas prevalentes.

Manantial hipertermófilo: La colonización algal circundante a la zona de afloramiento termal se restringe a comunidades saxícolas sumergidas formando biodermas laminares estratificados y compactos, verde oscuros, de textura coriácea y gelatinosa. Los biodermas alcanzan hasta 2.5 mm de espesor. Debajo de ellos, capas bacteriales anaranjadas sobre las superficies pétreas o sobre talos muertos están presentes en el riachuelo termal. Por debajo se presentó una capa parduzca relacionada detritus orgánico y el sedimento.

Las superficies pétreas reflejan los niveles hídricos a que fueron expuestos. De esta manera, en la estratificación vertical, la capa cianobacterial negruzca desecada por el descenso del nivel de agua (época de sequía, abril 12) es seguida por la capa flexibacterial (Figs. 2- 4).

La cianobacteria dominante fue ***Mastigocoleus laminosus*** con densos filamentos compactos. Las formas lyngbyoides de esta especie desarrollaron células cilíndricas y constrictas (formas anabaenoides) de 4,2-6,4 um de diámetro. Filamentos curvados, algunos en forma de "asa" como precursores para el surgimiento de ramas que facilitan su exitosa colonización. Algunos filamentos exhibieron células vacuoladas y pálidas (Fig. 8).

Poza termal del Inca: La colonización cianobacterial como matas verde azuladas oscuras sumergidas forman biodermas bentónicos estratificados gelatinosos y esponjosos.

Estos últimos por las burbujas de gases liberadas por actividad geotérmica así como del oxígeno fotosintético que quedan atrapadas entre los filamentos cianobacteriales.

Las comunidades bentónicas sobre un sustrato irregular plomizo (lava endurecida) se presentan como estratos acumulativos con aspecto de microtorres acuáticas por el tiempo transcurrido. Ellas están expuestas a diferentes grados de iluminación por su estratificación vertical que se refleja en las tonalidades de las matas (estratificación cromática). Es decir, las matas sombreadas que en su mayoría las más profundas son azul verdosas siendo las más expuestas verde amarillentas a pardo claras (Fig.6).

El desprendimiento continuo de las comunidades bentónicas conlleva a su exposición como comunidades flotantes ocasionales donde las capas superficiales adquieren tonalidad pardo verdosas claras o pardo anaranjadas decadentes principalmente por acción de la iluminación (Fig. 5).

Parte de las matas flotantes desprendidas son desplazadas hacia el efluente termal que discurre como un riachuelo hacia los Baños del Inca donde se acumulan en forma gradual. Ellas son extraídas periódicamente por el personal la municipalidad de Baños encargado del mantenimiento de los baños termales.

Densos filamentos de ***Mastigocladus laminosus,*** rectos, curvados o enrollados, con dominancia de las formas lyngbyoides. Células discoidales y 1,6-2,1 um de longitud (Fig. 7). Frecuente formación de hormogonios en las comunidades bentónicas mientras que en las flotantes las células decadentes son vacuoladas. Células en forma de barril de 4,3 um de diámetro por 4,2 -5,4 um de longitud y heterocistos escasos, de 6,4 um de diámetro.

Efluente termal de la poza termal del Inca: Uno de los efluentes es un riachelo termal de rango térmico de 51 - 52° C (11,5 am en otoño) y pH 5,3 que recibe influjos termales ("ojos") en su lecho que aprecia por los vapores humeantes a primeras horas de la mañana y crea una serie de microhabitats en su recorrido.

Las riberas del riachuelo presentan densas matas cianobacteriales estratificadas verde azuladas de ***M. laminosus.*** Las matas flotantes pardo claras constituyen material alóctono proveniente de la poza termal del Inca.

El riachuelo termal alcanza una gradiente termal de 38ºC y pH 6,5, siendo la temperatura del aire de 27ºC a la 1,46 pm en otoño (mayo 22). Estuvo colonizado por ***O. formosa*** y ***O. tenuis.***

Efluente de los Baños del Inca: El efluente de las dos pozas milenarias contiguas que constituyen los Baños del Inca discurre por un riachuelo termal que forma en una de sus orillas otra poza termal con su respectivo efluente. La poza termal de 36ºC, siendo la temperatura del aire 26ºC a las 2 pm y pH 8,0 8,5, tuvo una escasa corriente hacia una de sus orillas. También desarrolla en la orilla opuesta densas comunidades flotantes y sumergidas con estratificación

horizontal (mosaico algal):

Manantial térmico: La colonización algal está formada por matas cianobacteriales sumergidas, estratificadas y laminares, gelatinosas, azul verdosas oscuras, dominadas por ***M. laminosus*** de formas lyngbyoides y otros filamentos con ramas verdaderas, consecutivas y paralelas o con ramas aisladas. Células basales de las ramas de 6,4-8,6 um de diámetro por 5,3 um de longitud. Heterocisto de 6,4-9,6 um de diámetro por 5,3-7,8 um de longitud (Figs. 9-12).

Los tricomas de ***O. formosa***, con células de 3,7-4,3 um de diámetro, presentan ápices curvados y atenuados. Célula apical convexa o cónica. Están asociados con tricomas de **Phormidium** (1 um de diámetro) y con diatomeas pennadas termófilas como ***Cymbella*** y ***Epithemia.***

Poza piscina termal: Desarrolla matas cianobacteriales estratificadas, gelatinosas, azul verdosas, flotantes y sumergidas, de largas formas lyngbyoides de ***M. laminosus***.

Igualmente las paredes de la poza se encuentran colonizados por matas cianobacteriales azul verdosas dominantes de ***O. formosa***. Esta especie presenta filamentos largos y curvados, ápices atenuados, curvados y células vegetativas de 5,3-6,4 um de diámetro por 3,2-5,4 um longitud. Se detectaron algunas amebas y otros ciliados entre los filamentos.

Esta poza es utilizada como piscina natural por los pobladores locales y el efluente discurre por la planicie térmica hacia el río Nupe.

Poza termal acidófila: Comunidades cianobacteriales bentónicas y de las partes laterales de la poza como matas azul verdosas estuvieron dominadas por ***Phormidium sp.*** de filamentos delgados (1um de diámetro). Las matas se presentan con burbujas de gases atrapadas que gradualmente se liberan hacia la superficie, otras quedan atrapadas y se acumulan entre las matas proporcionándoles aspectos de torres sumergidas. También, otras matas bentónicas se desprenden fragmentadas y se acumulan como comunidades flotantes. La capa externa de las matas quedan expuestas a la insolación adquiriendo tonalidades pardo naranja afectada por la fuerte insolación andina y entrando a un estado de decadencia en su mayoría.

Discusión y conclusiones

Los humedales de Baños con sus manantiales termales emergen en el Grupo Goyllarisquizga (unidades geológicas con acuíferos potenciales) tipificado como reservorio para las aguas subterráneas de areniscas y rocas calcáreas según Steinmüller & Huamaní (1999). Ellos reportan aguas termales superficiales de poco caudal, bicarbonatadas-cloruradas, con alto contenido de Fe, Mn, As y Ba, con rango de temperatura entre 33 a 55°C y pH ligeramente ácido de 6,0 a 6,2. De acuerdo a la presente investigación, los humedales altoandinos (3220-3252 msnm) incluyen manantiales más termofilicos que registraron temperatura de 62°C y los menos termofilicos 36°C, por lo cual se extiende el rango térmico en

su límite superior para éstos manantiales distribuidos en un área extensa (planicie termal). Además, los datos de pH en los manantiales termales tuvieron valores entre 5,0 y 6,0 que reflejan la naturaleza ácida de sus aguas. Sin embargo, los valores mayores del pH (6,5; 7,1 7,4) hasta alcalinos (8,0-8,5), que se registraron para los efluentes termales que discurren en riachuelos y en pozas aledañas con termogradientes entre 31-36°C, que ellos tienen, puede explicarse por la naturaleza del suelo por el cual discurren.

Mastigocladus laminosus, alga común en las fuentes termales del mundo, exhibe una considerable plasticidad morfológica. Así, varias formas de crecimiento se presentan a diferentes edades en cultivo, o bajo diferentes condiciones de crecimiento (Schwabe 1962, Castenholz 1973). Según Castenholz (1969, 1972) las dos formas geneticamente diferentes de ***M. laminosus*** de habitats termales que se han establecido tanto morfológica como fisiológicamente corresponden a la cepa HTF (forma de temperatura alta, high temperature form) generalmente no ramificada creciendo por encima de los 58°C hasta los 62-64°C y la cepa MTF (forma de temperatura media, mid temperature form) heterocistada, con ramificación, con el límite de temperatura superior de 57-58°C y el límite inferior de 44°C. Melick et al (1991) evaluaron áreas geotermales de altitudes entre 2400 y 3700 msnm. en el continente Antártico y describieron la cepa ENH (forma no heterocistada del Mt. Erebus, Erebus non - heterocystous form) de la cianobacteria termofílica de ***M. laminosus*** de suelos fumarólicos del Monte Erebus, carente de heterocistos y de ramas verdaderas escasas. El rango de temperatura estuvo relacionada sus patrones de distribución en el campo que confirman que los patrones de zonación fueron controlados por la temperatura. La cepa EH (cepa heterocistada del Mt. Erebus, Erebus heterocystous) semejante a la cepa MTF, con límite de temperatura relativamente mas bajo, tiene registros de campo por debajo de los 50°C según Broady (1984).

En los humedales termófilos de Baños, la cianobacteria termoacidófila dominante ***Mastigocladus laminosus*** con un rango de temperatura de 36-62°C y pH 5,3-6,0 exhibió una gran plasticidad fenotípica. Las formas lyngbyoides no heterocistadas y sin ramas verdaderas de ***M. laminosus*** de la poza del Inca de aguas ácidas (pH 5,3) y límite superior de temperatura de 54°C fueron semejantes a la cepa ENH. Sin embargo, la cepa de ***M. laminosus*** del manantial hipertermófilo ácido (pH 5,5-6) y con límite superior de temperatura de 62°C puede considerarse afín a la cepa HTP con formas lyngbyoides dominantes, heterocistadas e incipiente ramificación. La cepa de ***M. laminosus*** del manantial térmico de aguas ácidas (pH 5,7-6,0), con límite superior de temperatura de 44°C, es similar a la cepa MTF por ser heterocistada y con ramificación verdadera.

Schwabe (1960) reconoció dos formas de tricomas en cianofitas termales, los tricomas primarios de mayor diámetro y los tricomas secundarios de menor diámetro. De ésta manera, las cepas originales de HTF y ENH de ***M. laminosus*** tienen semejanza por la formación de tricomas secundarios. Esta caracterización también se reconoció para las cepas de http (62°C) y ENH (54°C) de ***M. laminosus*** de Baños, la cual puede atribuirse a las altas temperaturas

limitantes, mientras que la cepa MTF del manantial térmico de Baños con temperaturas menores (44ºC), evidenció tricomas primarios.

Los humedales termoacidófilos de Baños con poblaciones de ***M. laminosus*** tienen similaridad con las de aguas ácidas de la zona volcánica en Nueva Zelandia que poseen la cepa HTF formando densas matas verdosas a pH >5. De esta manera, se corrobora que las condiciones ácidas (pH 5,3-6,0) de Baños no influyen en el crecimiento de ***M. laminosus***, siendo la temperatura límite superior de 62ºC donde florece la forma HTP (manantial hipertermófilo). Sin embargo, ***M. laminosus*** no colonizó la poza termal acidófila de Baños con pH 5 y límite superior de temperatura de 38ºC, demostrándose el límite ácido para su distribución en estos humedales andinos termales. La concentración de sulfuros solubles como H_2S, HS^- y $S^=$ en las fuentes termales también tiene un efecto determinante en las especies. Así, Castenholz (1976) demostró que la cepa HTP de ***M. laminosus*** de Nueva Zelandia e Islandia es sensible a concentraciones de sulfuros (0,15 y 0,25 mg/l).

La cianobacteria termofílica mas acidófila (pH5) de Baños fue ***Phormidium*** sp. con rango térmico de 36-44ºC, por lo cual se amplia el rango de las cianobacterias fotosintéticas establecido por Castenholz (1973) quien indicó que ellas se presentan en fuentes termales iluminadas a pH > 5 y por debajo de 74ºC y por Broca (1973) que demostró en ambientes naturales acídicos y en cultivos enriquecidos que las cianofitas están ausentes a pH < 4 ó 5 donde florecen algas eucarióticas.

El alto potencial de sobrevivencia de ***M. laminosus***, con un amplio rango de temperatura (36-60ºC) y pH > 5- 9 demostró su capacidad para establecerse en la mayoría de fuentes termales Castenholz (1973). Los datos hallados en las fuentes termales de Baños como el rango de térmico de 36 - 62ºC para ***M. laminosus*** avalan su distribución y la amplian para el ecosistema de montañas de los Andes que albergan éstos humedales termófilos. Además, Melick et al., (1991) demostraron de que ***M. laminosus*** retuvo su viabilidad luego de su exposición a ciclos de congelamiento y descongelamiento bajo ilumincación así como desecación sugiriendo que la especie puede sobrevivir grandes distancias de dispersión por el aire en condiciones de desecación. Esta dispersión algal puede explicar su distribución en áreas geotermales así como su resistencia a condiciones extremas.

La temperatura de la mayoría de las fuentes termales rara vez fluctúa más de unos pocos grados por año. Las aguas termales subterráneas están cargadas con sustancias disueltas debido a su incrementada capacidad de disolución. Así, la concentración del soluto y su calidad depende de la profundidad y extensión del acuífero, las paredes rocosas, temperatura, lixiviación y capacidad de carga del agua. Los solutos son relativamente estables y fuente de la mayoría de nutrientes en las fuentes termales del Inca de Baños registraron 8 y 10 mg/l de fosfatos ($Po_4\equiv$) respectivamente.

En Yellowstone, muchas matas cianobacteriales tienene la habilidad de fijar nitrógeno y esto ocurre donde ***M. laminosus*** esta presente, con temperaturas por debajo de 57ºC para esta

fuente termal (Stewart 1970). En las fuentes termales de Baños, la notoria carencia de heterocistos en las formas lyngbyoides (similar a cepa ENH) de la poza del Inca de 51-54ºC y pH 5.3 podría explicarse por la presencia de fuentes nitrogenadas en el medio acuático. Este hecho puede ser avalado por Herdman (1982) quien concluyó que en los géneros heterocistados de ***Anabaena y Nostoc***, los mutantes carentes de heterocistos surgen espontáneamente en cultivos con nitratos. En base a este hallazgo Melick et al., (1991) explicaron que la cepa ENH puede haber surgido por mutación de la cepa EH. La presencia de heterocistos en la cepa MTF de ***M. laminosus*** del manantial térmico de Baños con temperaturas de 36- 44ºC y pH 5,7- 6, podría explicarse por la presencia de las matas cianobacteriales muy superficiales a subaéreas por el burbujeo periódico de sus aguas termales.

Es conocido que la estructura de las comunidades algales llega a ser progresivamente más simple con el incremento de la temperatura. Las algas termotolerantes pueden dominar solo en un rango estrecho de temperatura aunque ellas pueden tolerar un rango térmico mayor (Brock 1978, 1985). De esta forma, por debajo de los 36ºC la diversidad taxónomica y trófica se incrementa con la disminución térmica. En Baños, la disminución en la termotolerancia se evidenció en las cepas de ***Oscillatoria formosa*** con límite superior de temperatura de 44ºC a pH 5,7-6 y rango térmico de 36-44ºC seguida por la de ***O. tenuis*** con el límite superior de temperatura de 38ºC.

Sin embargo, ***O. formosa*** domina en Baños a temperatura de 37-39ºC y pH 5,8 - 6,0. Las cepas de ***O. formosa*** por encima de los 40ºC en Baños son de dimensiones menores de 3,7- 4,3 um de diámetro (tricomas secundarios) comparadas con las dominantes de 5,3-6,4 un de diámetro (tricomas primarios).

El termalismo es la aplicación terapéutica de las aguas termales de utilidad en determinadas enfermedades (artritis, vías respiratorias y digestivas). Debido a que el Perú posee numerosas fuentes termales principalmente en el ecosistema de montaña de Los Andes, la utilidad de sus aguas termales minero medicinales ha sido una práctica milenaria. En los Andes Centrales, las aguas bicarbonatadas-cloruradas de Baños son aprovechadas para beneficios recreacionales y para la salud. La técnica de administración de sus aguas generalmente es externa por exposición y en menor grado interna por ingestión como tradición de su población local y alrededores.

Agradecimientos

Se agradece al Fondo de Desarrollo Universitario (FEDU) de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos por el financiamiento parcial del presente trabajo. Asimismo, a los colegas Benjamín Collantes y Carla Aguilar por su colaboración en la presente investigación.

Literatura citada

Acosta, J. & C. Osorio. 1982. Las algas de las aguas termales de los baños de Monterrey. Investigación. 1 : 33 - 4 0. Univ. Federico Villareal. Lima

Aldave, A. 1973. Algas de las aguas termales de los Baños del Inca, Cajamarca. Bol. Soc. Bot. La Libertad. 5 (1 2) : 11 - 48.

Broady, P. A. 1984. Taxonomic and ecological investigations of algas on steam warmed soils on Mt. Erebur, Ross island, Antarctica. Phycologia. 23 : 257 - 271.

Brock, T. D. 1967. Life at high temperatures. Science. 158 : 1012 - 1019.

Brock, T. D. 1973. Lower pH limit of the existence of blue green algae: evolutionary and ecological implications. Science. 179: 480 - 483.

_____.1978. Thermophilic microorganisms and life at high temperatures. Springers. New York. 465 p.

_____.1985. Life at high temperatures. Science. 230 : 132 - 138.

Castenholz, R. W. 1969. The thermophilic cyanophytes of Iceland and the upper temperature limit. J. Phycol. 5:350 - 358.

_____.1972. The occurrence of the thermophilic blue green alga, ***Mastigocladus laminosus***, on Surtsey in 1970. Surtsey Res. Progr. Rep. 6:14 - 19.

_____.1973. Ecology of blue green algae in hot springs. In the Biology of blue green algae. N. G. Carr & B. A. Whitton. Eds. 379 - 414 p. Botanical Monographs. Vol. 9. Univ. California Press.

_____.1976. The effect of sulfide on the blue green algae of hot springs. I. New Zealand and Iceland. J. Phycol. 12 : 54 - 68.

_____.1984. Composition of hot spring microbial mats: A summary. In Microbial mats: Stromatolites. 101 - 109 p. Alan R. Liss. Inc. New York.

Copeland, J. J. 1936. Yellowstone Thermal Myxophyceae. Ann. N. Y. Acad. Sci. 36:1 - 29.

Dillard, G. E. 1999. Common fresh water of the United States. J. Cramer. Berlín. 173 p.

Forterre, P. 1999. Son las hipertermófilas nuestro origen? Mundo Científico. Nº 200 : 26 - 33. España.

Herdman, M. 1982. Evolution and genetic properties of cyanobacterial genomes. In The Biology of cyanobacteria. N.G. Carr & B. A. Whitton. Eds. 263 - 305 p. Blackwell, Oxford.

Melick, D. R., P. A. Broady & K. S. Rowan. 1991. Morphological and physiological characteristics of a non heterocystous strain of the cyanobacterium ***Mastigocladus***

laminosus Cohn from fumarolic soil on Mt. Erebus, Antarctica. Polar Biol. 11 : 81-89.

Miller, S. R. & R. W. Castenholz. 2000. The evolution of thermotolerance in hot spring cyanobacteria of the genus Synechococcus. Phycological Society of América Abstracts. Nº 143. 48 p.

Prescott, G. 1978. How to know the freshwater algae. W. C. Brown Co. Publishers. lowa. 293 p.

Shleper, C. 1999. Las arqueobacterias están entre nosotros . Mundo Científico. Nº 200 : 20 - 23. España.

Schwabe, G. H. 1960. Uber den thermobionten Kosmopoliten Mastigocladus laminosus Cohn. Schweiz. Z. Hidrol. 22 : 759 - 792.

Shubert, L. E. 1984. Algae as ecological indicators. Academic Press. London. 434 p.

Smith, R. B. & R. L. Christiansen. 1980. Yellowstone Park as a window on the earth's interior. Scientific American. 242 (2) : 104 - 117.

Steinmuller, K. & A. Huamaní. 1999. Aguas termales y minerales en el centro del Perú. Bol. 21. Serie D. Instituto Geológico Minero y Metalúrgico (INGEMET). Lima . 53 p.

Stewart, W.D.P. 1970. Nitrogen fixation by blue green algae in Yellowstone thermal areas. Phycologia. 9: 261-268.

Wickstrom, C. E. 1987. Thermal ecology. In Encyclopedia of Science and Techology. S. P. Parker ed. 266 - 269 p. Vol. 18. Mc. Graw Hill. New York. 636 p.

Zapata, R. V. 1970. Aguas minerals del Perú (Primera Parte). Estudios Especiales Nº 1. Ministerio de Energía y Minas. Servicio de Geología y Minería. Lima. 258 p.

_____.1973. Aguas minerales del Perú /Segunda Parte). Estudios Especiales Nº 2. Ministerio de Energía y Minas. Servicio de Geología y Minería. Lima. 345 p.

Fig. 1. Planicie termal de localidad altoandina de Baños, con fuentes geotermales dispersas como fumarolas y humedales termales (36° - 62°C). Pobladores locales (parte anterior) regresando de tomar baño termal.

Fig. 2. Surgencia de aguas termales en manantial hipertermófilo con burbujeo intermitente (62°C). Comunidades cianobacteriales saxícolas verdosas en estrato superior.

Fig. 3. Substrato pétreo de manantial hipertermófilo con estratificación vertical superior de colonización cianobacterial crustácea, verdosa oscura y la inferior flexibacterial anaranjada.

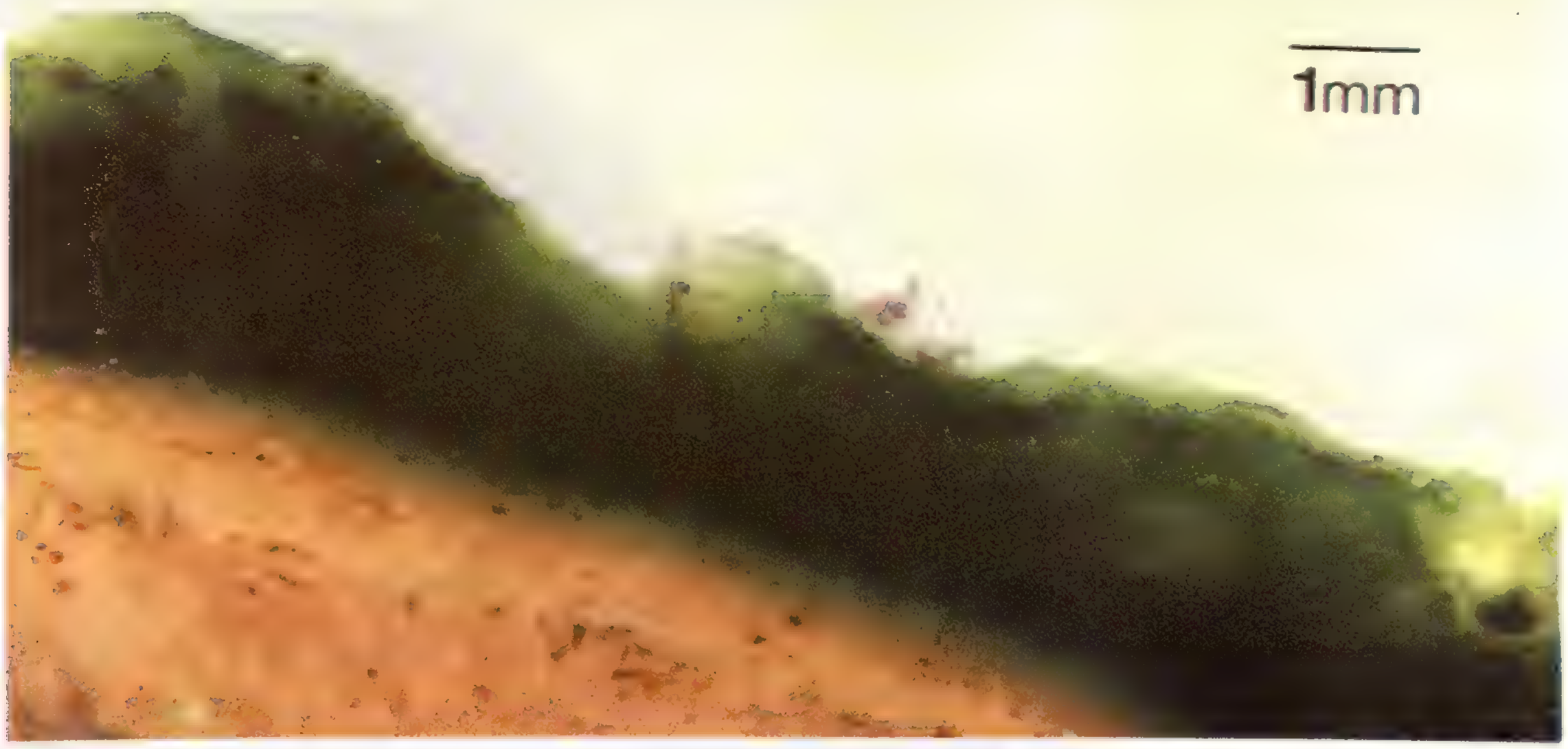


Fig. 4. Vista próxima de comunidades anteriores con bioderma de la cianobacteria ***Mastigocladus laminosus*** y estrato inferior anaranjado de flexibacterias.

Fig. 5. Poza termal del Inca de 51-54°C con comunidades cianobacteriales bentónicas y flotantes (manto superficial verde anaranjado) y con efluente termal (lado derecho inferior).

Fig. 6. Vista próxima de comunidades de poza termal del Inca. Biodermas bentónicos gelatinosos y verdosos oscuros, sobre sustrato irregular (lava endurecida), próximos a zona de surgencia.

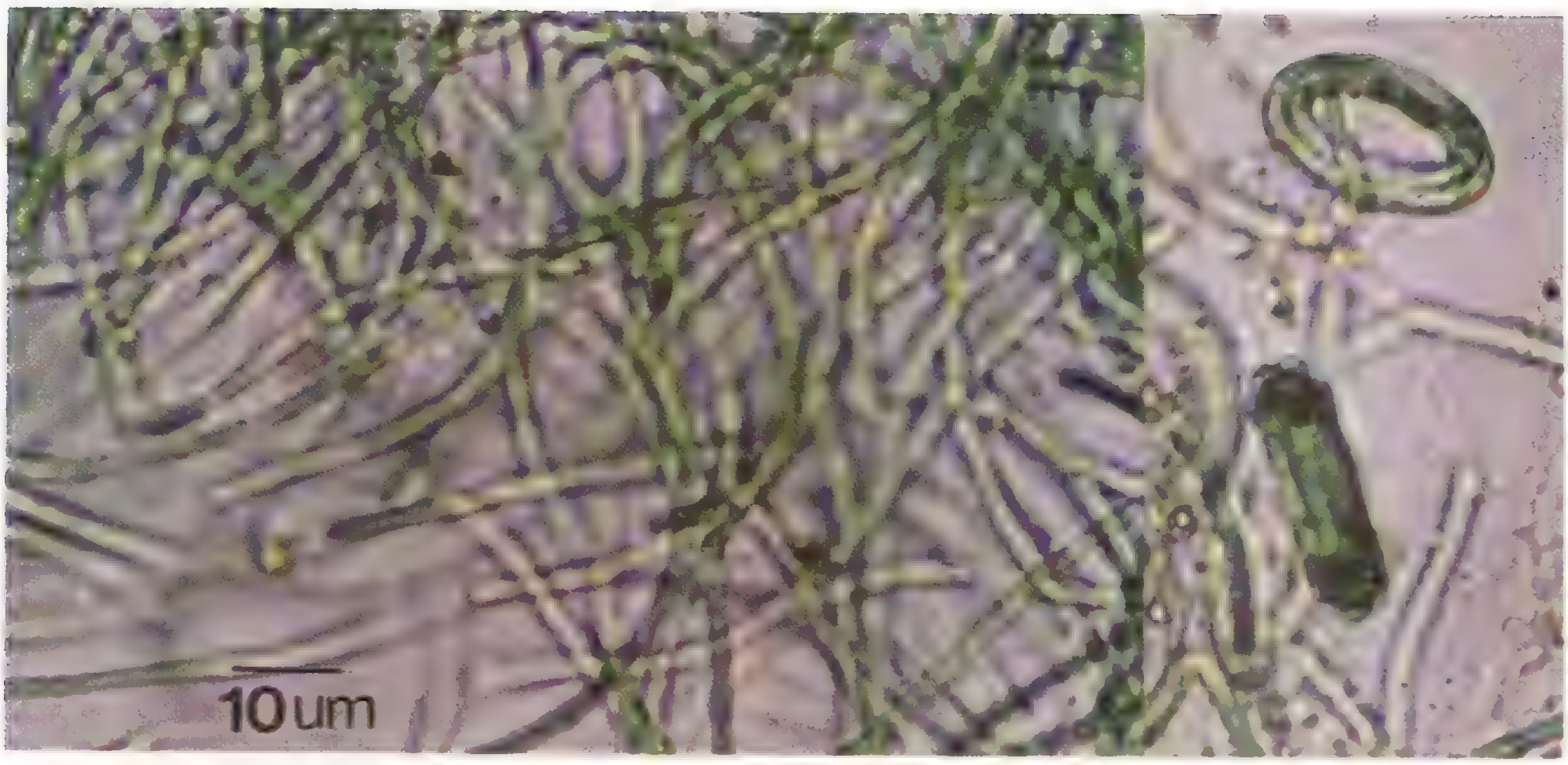


Fig. 7. Filamentos de ***M. laminosus*** de comunidades bentónicas exhibiendo las formas lyngbyoides (cepa ENH) elongadas y enrolladas.

Fig. 8. Filamentos heterocistados y ramificados de ***M. laminosus*** (cepa MTF) de manantial térmico de 36 - 44°C . Fig. 9 - 12. Filamentos heterocistados y ramificados de ***M. laminosus*** (cepa MTF) de manantial térmico de 36° - 44°C. Fig. 9. Ramas verdaderas en diferente grado de desarrollo indicadas por flechas. Fig. 10 y 12. Heterocistos indicados por flechas. Escala en Fig. 12, válida para Figs. 8 - 12.

Arnaldoa
8(2): 25 - 44. 2001

Tribal Classification and Diversity in the Asteraceae of Peru

MICHAEL O. DILLON
Department of Botany
The Field Museum
Chicago, IL 60605, U.S.A.
dillon@sacha.org

ABUNDIO SAGASTEGUI ALVA
Museo de Historia Natural
Universidad Antenor Orrego
Casilla 1001 ,Trujillo, Perú
asagasteguia@upao.edu

Abstract

The Asteraceae is one of the largest families of Angiosperms with +1500 genera and +20,000 species. Within the Peruvian flora, the Asteraceae is of the largest and most conspicuous elements, well-represented in all environments with the exception of the low-land tropics. This paper provides a synopsis of the current tribal classification of the Peruvian Asteraceae and diversity figures for South American representatives. Recent investigations of the Peruvian Asteraceae have yielded additional records and new species since the last listing in 1993, when 222 genera and 1432 species were recorded. In the subsequent decade, the numbers have climbed to 237 genera and 1541 species.

Fifteen tribes are represented by with native or naturalized taxa in Peru: Anthemideae (9 gen., ca.15 spp); Astereae (18 gen, ca. 170 spp.); Barnadesieae (5 gen., ca. 28 spp); Cardueae (3 gen., 5 spp.); Eupatorieae (46 gen., ca. 325 spp.); Gnaphalineae (13 gen., ca. 50 spp.); Helenieae (4 gen., ca. 6spp.); Heliantheae (59 gen., ca. 300 spp.); Lactuceae (7 gen., ca. 32 spp.; Liabeae (13 gen., ca. 80 spp.); Mutisieae (16 gen., ca. 90 spp.); Plucheeae (4 gen., ca. 7 spp); Senecioneae (16 gen., ca. 340 spp); Tageteae (5 gen., ca. 12 spp); and Vernonieae (22 gen., ca. 70 spp). The Calenduleae has only one cultivated species (*Calendula officinalis L.*), and tribes Arctotoideae and Inuleae (sensu stricto) contain no native nor naturalized representatives in Peru.

Thirteen genera are currently recognized as endemic to Peru: ***Ascidiogyne, Caxamarca, Ellenbergia, Hughesia, Nothobaccharis, Uleophytum, Syncretocarpus, Bishopanthus, Chionopappus, Pseudeonoseris, Chucoa, Shizotrichia,*** and ***Aynia.*** The genus ***Arnaldoa*** has been discovered in southern Ecuador, as has the genus ***Crossothamnus***. New, non-endemic genera for the Peruvian flora include *Chiliotrichiopsis* (Astereae), *Dillandia*

(Liabeae), *Laestadia* (Astereae), *Stenopadus* (Mutisieae), *Talamancalia* (Senecionaea), *Trepadonia* (Vernonieae), and *Xenophyllum* (Senecioneae) amongst others.

Recent and/or important literature references is provided for each tribe. A list of the 111 species discoveed since 1993 is provided. This list will be updated frequently and made available on the Internet http://www.sacha.org/Asteraceae_adiciones.htm

Resumen

Las Asteráceas representan una de las familias más numerosas de Angiospermas con más de 1500 géneros y más de 20,000 especies. Dentro del flora peruana, la familia Asteraceae es una de las más grandes y se distribuyen en casi todos los ambientes con excepción de la selva baja. El presente trabajo provee una sinopsis de la clasificación de las tribus actuales que componen la familia Asteraceae en el Perú así como cifras de su diversidad representada en Perú y Sudamérica. Las investigaciones recientes de las Asteráceas peruanas han producido registros adicionales y nuevas especies desde el último listado en 1993 en el cual se registran 222 géneros y 1432 especies. En la década siguiente, el número se ha elevado ha 237 géneros y 1541 especies.

Quince tribus están representadas por taxa nativos o naturalizados en el Perú: Anthemideae (9 gen., ca.15 spp); Astereae (18 gen, ca. 170 spp.); Barnadesieae (5 gen., ca. 28 spp); Cardueae (3 gen., 5 spp.); Eupatorieae (46 gen., ca. 325 spp.); Gnaphalineae (13 gen., ca. 50 spp.); Helenieae (4 gen., ca. 6 spp.); Heliantheae (59 gen., ca. 300 spp.); Lactuceae (7 gen., ca. 32 spp.); Liabeae (13 gen., ca. 80 spp.); Mutisieae (16 gen., ca. 90 spp.); Plucheeae (4 gen., ca. 7 spp.); Senecioneae (16 gen, ca. 340 spp.); Tageteae (5 gen., ca. 12 spp.); y Vernonieae (22 gen., ca. 70 spp.). La tribu *Calenduleae* está representada solamente por una especie cultivada (*Calendula officinalis L.*) y las tribus Arctotoideae e Inlueae (s.s.) no tienen ningún representante en Perú.

Trece géneros son endémicos de Perú: ***Ascidiogyne, Caxamarca, Ellenbergia, Hughesia, Nothobaccharis, Uleophytum, Syncretocarpus, Bishopanthus, Chionopappus, Pseudeonoseris, Chucoa, Shizotrichia***, y ***Aynia.***

El género *Arnaldoa* (Barnadesieae) ha sido descubierto en el sur de Ecuador, de la misma manera que el género *Crossothamnus*. Entre los nuevos géneros no endémicos para la flora peruana se incluye a *Chiliotrichiopsis* (Astereae), *Dillandia* (Liabeae), *Laestadia* (Astereae), *Stenopadus* (Mutisieae), *Talamancalia* (Senecioneae), *Trepadonia* (Vernonieae) y *Xenophyllum* (Senecioneae), entre otros.

Las referencias de literatura recientes y más importantes son suministradas para cada tribu. Una lista de 111 especies descubiertas desde 1993 es proveída. Esta lista será actualizada frecuentemente y está disponible a través de la www.http://www.sacha.org/Asteraceae_adiciones.htm.

Introduction

The exact number of taxa in the Asteraceae has been variously estimated. Mabberley (1987) estimated the size of the family at 1314 genera and 21,000 species; Turner and Nesom calculated 1500 genera and +25,000 species (Turner & Nesom, 1989); and Bremer (1994) estimated 1535 genera and ca. 23,000 species. South America contains high levels of generic diversity with over 450 genera or roughtly 30% of the generic diversity in the entire family (Bremer 1994). Equally high levels of species diversity are common throughout South America, where the family typically represents 10% or more of the local flowering plant diversity (Turner & Nesom, 1989). The continent of South America has been suggested as possibily the geographic point of origin of the Asteraceae (Raven & Axelrod 1974; Turner 1977; Bremer 1994). It contins most of the diversity of the Barnadesieae (Subfamily Barnadesioideae), the tribe considered basal in the Asteraceae (Bremer 1994; Jansen et al. 1991). In South America , the largest number of genera is found in the tribes Eupatorieae (ca. 116 genera), Heliantheae (ca. 90 genera), Vernonieae (ca. 57 genera), Mutisieae s.s. (ca. 54 genera), and Astereae (ca. 34 genera). The smallest tribes are the Barnadesieae with 9 genera and 92 species, the Liabeae with 16 genera and over 150 species, the Gnaphalineae with 20 genera and ca. 100 species, and the Plucheae with 6 genera and 26 species.

In Peru, the Asteraceae are one of the largest and most diverse families in the flora. Dillon and Hensold (1993) compiled the first detailed listing of the Asteraceae for the Peruvian flora and recorded 222 genera and ca. 1432 species. That figure lacked precision due to overlooked species. Now, after nearly 10 years, the diversity figures for the Asteraceae have changed considerably. In a recent publication, Beltrán and Baldeón (2001) reported 245 genera and 1530 species for the Peruvian Asteraceae. In the current study, we have attempted to account for newly described and validly published names, and in most cases have examined a voucher. We report here 237 genera and ca. 1540 species. Our totals would reach 243 genea, if we included *Carthamnus, Calendula, Gerbera, Helichrysum, Madia,* and *Monticalia.*

Fifteen tribes are represented by native or naturalized taxa in Peru: Anthemideae with 9 genera, ca. 15 species; Astereae with 18 genera, ca. 170 species; Barnadesieae with 5 genera, ca. 28 species; Cardueae with 3 genera, 5 species; Eupatorieae with 46 genera, ca. 325 species; Gnaphalineae with 13 genera, ca. 50 species; Helenieae with 4 genera, ca. 6 species; Heliantheae with 59 genera, ca. 300 species; Lactuceae with 7 genera, ca. 32 species; Liabeae with 13 genera, ca. 80 species; Mutisieae with 16 genera, ca. 90 species; Plucheeae with 4 genrea, ca. 7 species; Senecioneae with 16 genera, ca. 340 species; Tageteae with 5 genera, ca. 12 species; and Vernonieae with 22 genera, ca. 70 species. Only tribes Arctotoideae, Calenduleae (*Calendula officinalis* L.), and Inuleae (sensu stricto) contain no native nor naturalized representatives in Peru. While the tribe Cardueae contains only introduced species, it is included here since some species are widely distributed and naturalized.

Endemism in the Peruvian Astereceae is high with over 750 species (ca. 50% of the total) and 13 genera considered endemic to Peru. The tribe Eupatorieae has 5 endemic genera

(***Ascidiogyne, Ellenbergia, Hughesia, Nothobaccharis, Uleophytum***) , Heliantheae only one (***Syncretocarpus***), Liabeae has 3 endemic genera (***Bishopanthus, Chionopappus, Pseudonoseris***), Mutisieae only one (***Chucoa***), Senecioneae only one (***Caxamarca***), Tageteae only one (***Schizotrichia***), and Vernonieae only one (***Aynia***). The largest genus within the flora is *Senecio* (Senecioneae) with ca. 180 species, followed by *Mikania* (Eupatorieae) with ca. 84 species, *Verbesina* (Heliantheae) with ca. 56 species, *Gynoxys* (Senecioneae) with ca. 48 species, *Ageratina* (Eupatorieae) with 43 species, *Pentacalia* (Senecioneae) with ca. 40 species, and *Diplostephium* (Astereae) with ca. 40 species. Endemic genera are in bold-face in the lists for each tribe.

In Peru, the Asteraceae is an important member of nearly every vegetational community from ocean strand to high-elevation habitats in excess of 4500 m. The family is not uniformly distributed and overall finds its greatest species and generic diversity in strongly the seasonal habitats with pronounced dry/wet cycles of intermontane valleys or in strongly diurnal regimes such as jalca and ceja de la montaña. Representation in arid or semi-arid habitats is also notable; the coastal lomas formations contain + 70 Asteraceae species, many endemic (Dillon, unpubl.data). The only environments containing reduced numbers of Asteraceae are the lowland rain forests where few species are found on the forest floor though lianas occupy canopy sites while others are restricted to disturbed habitats of roadsides, tree gaps or riparian sites.

With the advent of molecular techniques (Jansen & Palmer, 1987.) and cladistic analysis (Bremer, 1994), the accepted internal structure and classification of the Asteraceae has changed over the last 20 years. The family is now considered to contain three subfamilies. (1) the Barnadesioideae (tribe Barnadesieae), (2) the Cichorioideae (tribes Mutisieae, Cardueae, Lactuceae, Vernonieae, Liabeae, Arctoteae), and (3) the Asteroideae (tribes Inuleae, Plucheeae, Gnaphalieae, Calenduleae, Astereae, Anthemideae, Senecioneae, Hielenieae, Heliantheae, Tageteae, Eupatorieae).

The following discussion gives a summary of tribes recognized within the Peruvian flora and their generic and species diversity. We are trying to make the relevant publications on the family Asteraceae available and update the listing of tribes and genera. New species are continually being described and many more were omitted from the **Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru** (Dillon & Hensold, 1993). For this reason, we provide a listing of some of the new records and species reported for the Peruvian flora.

We are also maintaining a webpage http://www.sacha.org/Asteraceae_adiciones.htm via the internet, where new Peruvian records and synonymy are being maintained as an ongoing resource to researchers.

References

Beltrán, H. & S. Baldeón. 2001. Adiciones a las Asteraceas del Perú. Dilloniana 1(1): 9-14.

Bremer, K. 1994. Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon. 752 pps.

Bremer, K., R.K. Jansen, P.O. Karis, M. Kaliersjo, S.C. Keeley, K.-J. Kim, H.J. Michaels, J.D. Palmer, & R.S. Wallace. 1992. A review of the phylogeny and classification of the Asteraceae. Nordic Journal of Botany 12: 141-148.

Dilion, M.O. & N. Hensold. 1993. Family Asteraceae. In L. Brako & J. L. Zarucchi. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45: 103-189.

Jansen, R. K., H.J. Michaels, & J. D. Palmer. 1991. Phylogeny and character evolution in the Asteraceae based upon chloroplast DNA restriction site mapping. Syst. Bot. 16: 98-115.

Jansen, R.K. & J.D. Palmer. 1987. A chloroplast DNA inversión marks an ancient evolutionary split in the sunflower family (Asteraceae). Proc. Natl. Acad. Sci. U.S.A. 84:5818 - 5822.

Mabberley, D.J. 1987. The Plant Book, A Portable Dictionary of the Higher Plants. Cambridge Unversity Press, Cambridge.

Raven, P.H. & D.I. Axelrod. 1974. Angiosperm biogegraphy and past continental movements. Ann. Missouri Bot. Garden 61: 539-673.

Turner, B.L. & G.L. Nesom. 1989. Asteraceae, the largest family of vascular plants: an extrapolation from census of the species found in Mexico and Central America. Abst. Amer. J. Bot. 76(6): 277.

I. ANTHEMIDEAE

Worldwide, the Anthemideae is a large tribe consisting of 109 genera and about 1,740 species (Bremer, 1994), occurring primarily in the temperate Northern Hemisphere. It is not an important tribe in the Neotropics. In Peru, the tribe is represented by 9 genera and 15 species, most of which are introduced weeds or escapees from cultivation; however, *Cotula* and *Soliva* contain native species. There are no endemic genera in Peru.

Genera: *Achillea, Artemisia, Cotula, Dendrathema, Leucanthemum, Matricaria, Santolina, Soliva, Tanacetum.*

References

Bremer, K. 1994. Tribe Anthemideae. Pp. 435-478. In K. Bremer (ed.), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Pres, Portland, Oregon.

Bremer, K., & C.J. Humphries. 1993. Generic monograph of the Asteraceae Anthemideae. Bull. Nat. Hist. Mus. Lond. (Bot) 23: 71-177

Cabrera, A.K. 1949. Sinopsis del género Soliva (Compositae). Notas Mus. La Plata, Bot. 14: 123-139.

Caro, J.A. 1961. Las Especies de *Cotula* (Compositae) del centro de la República Argentina. Kurtziana 1: 289-298.

Dillon, M. O. 1981. Family Compositae: Part II. Tribe Anthemideae. *In* J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 7, 1-21.

Heywood, V.H. & C. J. Humphries. 1977. Anthemideae Systematic Review. *In* V.H. Heywood et al. (eds). The Biology and Chemistry of the Compositae. Pp. 852-898. Academic Press, London.

II. ASTEREAE

Worldwide, the Astereae is one of the largest tribes in the family with an estimated 170 genera and nearly 3000 species. Centers of diversity are found in North America, South Africa, New Zealand and Australia. In South America, the tribe contains approximately 34 genera primarily confined to the Andean Cordillera. In Perú, the tribe is represented by 18 genera and ca. 170 species, with highest concentration of species in *Baccharis* with 75 species, followed by *Diplostephium* with 40 species. It should be noted that *Plagiocheilus* has been moved from Anthemideae to the Astereae, and *Novenia* has been moved from the Gnaphalineae to the Astereae (Nesom, 1994). The descripcion of *Chiliotrichiopsis* from southwestern Peru (Dept. Ayachuco) is a new interesting generic disjunction from Argentina. There are no endemic genera within the Astereae in Peru.

Genera: *Baccharis, Chiliotrichiopsis, Conyza, Diplostephium, Egletes, Erigeron, Grindelia. Haplopappus, Laennecia, Laestadia, Lepidohyllum, Llerasia, Noticastrum, Novenia, Orithrophium, Parastrephia, Plagiocheilus, Psilactis.*

References

Bremer, K. 1994. Tribe Astereae. Pp. 377-434. In K. Bremer (ed.), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Pres, Portland, Oregon.

Cuatrecasas, J. 1986. Un género nuevo de Astereae, Compositae de Colombia. Anales Jard. Bot. Madrid 42(2): 415-426.

Nesom, G. 1994. Subtribal classification of the Astereae (Asteraceae). Phytologia 76:193-274.

Nesom, G.L., H. Robinson & A. Granda. 2001. A new species of *Chiliotrichiopsis* (Asteraceae: Astereae) from Peru. Brittonia 53: 430-434.

III. BARNADESIEAE

The Barnadesieae is a newly created tribe, but one that is quite well marked both morphologically and chemically (Bremer, 1994; Gustafsson et al., 2001; Jansen & Palmer, 1987). The distinctions are considered so great that the tribe has been placed in its own subfamily (Barnadesioideae). The members of this tribe were previously considered part of the Mutisieae and treated there in the ***Flora of Peru*** (Ferreyra, 1995). The tribe contains 9 genera and 92 species and is confined to South America. In Peru, the tribe is represented by five genera and 28 species. Until recently, *Arnaldoa* was considered to be a Peruvian endemic; however, a new species was discovered in southern Ecuador (Ulloa et al., in press). While Harling (1991) stated that *Fulcaldea* was endemic to Ecuador, it undoubtedly has Peruvian populations (Ferreyra, 1995).

Genera: *Arnaldoa, Barnadesia, Chuquiraga, Dasyphyllum, Fulcaldea.*

References

Bremer, K. 1994. Tribe Barnadesieae. Pp. 49-60. *In* K. Bremer (ed.), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Díaz-Piedrahita, S. & C. Vélez-Nauer. 1993. Revisión de las tribus Barnadesieae y Mutisieae (Asteraceae) para la Flora de Colombia. Monogr. Jard. Bot. José Celestino Mutis 1: i-xi, 1-162.

Ferreyra, R. 1995. Family Asteraceae: Part VI, Mutisieae. *In* J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 35: 1-101

Gustafsson, M.H.G., A. S.-R. Pepper, V.A. Albert & M. Källersjö. 2001. Molecular phylogeny of the Barnadesioideae (Asteraceae). Nord. J. Bot. 21: 149-160.

Jansen, R. K. & J. D. Palmer. 1987. A chloroplast DNA inversion marks an ancient evolutionary split in the sunflower family (Asteraceae). Proc. Natl. Acad. Sci. USA 84: 5818-5822.

Harling, G. 1991. Compositae-Mutisieae. *In:* G. Harling & L. Andersson (eds.), Fl. Ecuador 42: 1-105.

Stuessy, T. F. & A. Sagástegui A. 1993. Revisión de *Arnaldoa* (Compositae, Barnadesioideae), género endémico del norte del Perú. Arnaldoa 1(4): 9–21.

Stuessy, T. F., T. Sang & M. L. DeVore. 1996. Phylogeny and biogeography of the subfamily Barnadesioideae with implications for early evolution of the Compositae. Pp. 463-490 *In* D. J. N. Hind (ed.), Compositae: Systematics, Proceedings of the international Compositae conference, Kew, 1994. Vol. 1. Royal Botanic Gardens, Kew.

Ulloa-Ulloa, C., P. M. Jørgensen & M. O. Dillon (in press). *Arnaldoa argentea* (Barnadesioideae: Asteraceae) a new species and a new generic record for Ecuador. Novon.

IV. CARDUEAE

Worldwide, the Cardueae contains approximately 83 genera and ca. 2500 species, and is primarily distributed throughout the Old World in North Africa and Eurasian area. In South America, the tribe is represented primarily by Old World weeds and the 3 genera and 5 species represented in Peru are all introduced and often naturalize weeds in the New World. Vouchers of *Carthamnus lanatus* L. *(~Kentrophylum)*, a native of the Mediterranean region, have not been examined. *Cynara scolymus* L. (artichoke, *alcachofa*) is not usually encountered outside of cultivation.

Genera: *Centaurea, Cirsium, Silybum.*

References

Bremer, K. 1994. Tribe Cardueae. Pp. 112-156. *In* K. Bremer (ed.), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Dittrich, M. 1977. Cynareae-systematic review. *In* V. H. Heywood, et al. (eds.), The Biology and Chemistry of the Compositae. Pp. 999-1015. Academic Press, London.

Dillon, M. O. 1982. Family Compositae: Part IV. Tribe Cardueae. *In* J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 10, 1-8.

Garcia-Jacas, T Garnatje, A. Susanna, & R. Vilatersana. 2002. Tribal and subtribal delimitation and phylogeny of the Cardueae (Asteraceae): A combined nuclear and chloroplast DNA analysis. Molecular Phylogenetics & Evolution, 22: 51-64.

V. EUPATORIEAE

The tribe Eupatorieae is a large tribe with approximately 170-180 genera and 2400 species worldwide, with centers of diversity in Mexico, Central and South America. The South American Andes are one of the major centers of generic diversity with 116 genera recorded. In Peru, the tribe is one of the largest with 46 genera and 325 species. Five genera are considered endemic to Peru. The largest Peruvian genus is *Mikania* with 84 species, followed by *Ageratina* with 43 species, and *Stevia* with ca. 30 species.

Genera: *Adenostemma, Ageratina, Ageratum, Amboroa, Aristeguietia.* ***Ascidiogyne,*** *Asplundianthus, Austroeupatorium, Ayapana, Ayapanopsis, Badilloa, Bartlettina, Brickellia, Chromolaena, Condylidium, Critonia, Critoniella, Cronquistianthus, Crossothamnus, Dasycondylus,* ***Ellenbergia****, Ferreyrella, Fleischmannia, Grosvenoria, Guevaria, Gymnocoronis, Hebeclinium, Helogyne, Heterocondylus,* ***Hughesia****, Idiothamnus, Isocarpha, Kaunia, Koanophyllon, Mikania, Neocuatrecasia,* ***Nothobaccharis,*** *Ophryosporus, Phalacraea, Polyanthina, Praxelis, Raulinoreitzia, Sciadocephala, Stevia,* ***Uleophytum,*** *Urolepis.*

References

Bremer, K., A.A. Anderberg, P.O. Karis, & J. Lundberg. 1994. Tribe Eupatoriae. Pp. 625-680. *In* K. Bremer (ed.) Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Holmes, W. C. & S. McDaniel. 1982 Family Asteraceae: Part. III. Genus *Mikania*, Tribe Eupatorieae. *In* J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 9. 1-56.

King, R.M. & H. Robinson. 1987. The Genera of the Eupatorieae (Asteraceae). Monographs in Systematic Botany, Missouri Botanical Garden 22: 1-581.

Sánchez-Vega, I. & M. O. Dillon. 2000 (2001). Una nueva especie de *Mikania* (Eupatorieae: Asteraceae de Piura, Perú. Arnaldoa 7(1-2): 7:12.

VI. GNAPHALIEAE

The subtribe Gnaphaliinae (sensu Anderberg) was established for a group of ca. 180 geenra ca. 2000 species, with worldwide distribution and centers of diversity in Africa, Asia, and the Neotropics. Bremer (1987) concluded that the traditional tribe Inuleae was paraphyletic and suggested that three tribes were justified. Chloroplast DNA restriction site mapping studies by Jansen et al. (1990,1991) and others (Keeley & Jansen 1991) support the hypothesis that the Gnaphalieae and Plucheeae are distinct from the Inuleae. In a series of papers, Anderberg (1989, 1991) dismantled the Inuleae (sensu lato) and treated the constituent genera in the three newly constituted tribes that roughly corresponded to the traditional subtribes: Inuleae (*sensu stricto*), Plucheeae, and Gnaphalieae.

The Peruvian genera formerly attributed to the tribe Inuleae (cf. Dillon & Sagástegui, 1991) are now assigned to two new tribes: Gnaphalineae with 13 genera and ca. 50 species, and Plucheeae with 4 genera and 7 species. The popular ornamental, *Helichrysum bracteatum* (Vent) Andrews, is rarely encountered outside of cultivation. The distribution of *Mniodes* is essentially endemic to Peru (*), but there are reports of the genus from extreme northern Chile.

Genera. *Achyrocline, Antennaria, Chevreulia, Cuatrecasasiella, Facelis, Gamochaeta, Jalcophila, Loricaria, Lucilia, Luciliocline,* ***Mniodes****, Pseudognaphalium, Stuckertiella.*

References

Anderberg, A.A. 1989. Phylogeny and reclassification of the tribe Inuleae (Asteraceae). Canadian J. Bot. 67:2277-2296.

Anderberg, A.A. 1991. Taxonomy and phylogeny of the tribe Gnaphalieae (Asteraceae). Opera Bot. 104: 1-195.

Anderberg, A.A. 1994. Tribe Gnaphalieae. Pp. 304-364 *In* K. Bremer (ed.), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Anderberg, A. & S Freire. 1991. A cladistic and biogreographic analysis of the *Lucilia* group (Asteraceae, Gnaphalieae). J. Linn. Soc. Bot. 106: 173-198.

Dillon, M. O. & A. Sagástegui A. 1986. *Jalcophila*, a new genus of Andean Inuleae (Asteraceae) Brittonia 38: 162-167.

Dillon, M. O. & A. Sagástegui A. 1991. Family Asteraceae: Part. V. Tribe Inuleae. In, J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 26, 1-70.

Dillon, M. O. & A. Sagástegui A. 1991. (1992). Sinopsis de los Géneros de Gnaphaliinae (Asteraceae Inuleae) de Sudamerica. Arnaldoa 1(2): 5-91.

VII. HELENIEAE

The tribe Helenieae has traditionally been separated from the Heliantheae by the lack of paleae on the receptacle and a pappus of scales or absent. A recent study utilizing nuclear DNA evidence to realign many of the genera in this tribe (Baldwin et. al. 2002). At this moment, we have chosen to place the members of the traditional tribe Helenieae Benth. & Hook (*Helenium, Hymenoxys*) and the tribe Bahieae B.G. Baldwin (Schkuhria) in this tribe. These genera lack paleae and have papus of scales or lack a pappus . *Madia* (Madieae Jeps) has been reported for Peru but no voucher has been examined. Villanova Lagasca (1816) was conserved over Villanova Ortega (1797), and moving Vasquezia, R.A. Philippi (1860) into synonymy. In the study by Baldwin et. al. (2002) the placement of Villanova is still controversial. In Perú, four genera contain six species.

Genera: *Helenium, Hymenoxys, Schkunhria, Villanova*

References

Baldwin, B.G., B.L. Wessa, & J.L. Panero 2002. Nuclear DNA Evidence for Major Lineages of Helenioid Heliantheae (Compositae) Syst. Bot. 27: 161-198.

Karis, P. O. & O. Ryding 1994. Tribe Helenieae. Pp. 521-558 *In* K. Bremer (ed), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

VIII. HELIANTHEAE.

Worldwide, the Heliantheae contain 189 genera and nearly 2500 species. The highest diversity in the tribe is in the Neotropics and the Andean Cordillera. In Peru, the Heliantheae has ca. 300 species and 59 genera and marks the highest generic diversity for any tribe represented. Xanthium strumarium L. has been reported from Colombia to Paraguay and one Peruvian voucher is reported from MO. The largest genera are *Verbesina* with 50 species,

Coreopsis with 35 species and *Pappobolus* with 31 species.

Genera: *Acanthospermum, Acanthoxanthium, Acmella, Alloispermum, Ambrosia, Aphanactis, Aspilia, Baltimora, Bidens, Blainvillia, Borrichia, Calea, Chrysanthellum, Clibadium, Complata, Coreopsis, Cosmos, Delilia, Eclipta, Eleutheranthera, Encelia, Enhydra, Ericentrodea. Flourensia, Galinsoga, Garcilassa, Helianthus, Heliopsis, Heterosperma, Hidalgoa, Ichthyothere, Jaegeria, Lagascea, Melanthera, Milleria, Monactis, Montanoa, Neurolaena, Oblivia, Oyedaea, Pappobolus, Parthenium, Perymenium, Polymnia, Salmea, Schistocarpha, Schizoptera, Siegesbeckia, Simsia, Smallanthus, Spilanthes,* ***Syncretocarpus****, Tridax, Verbesina, Viguiera, Wedelia, Wulffia, Xanthium, Zinnia*

References

Baldwin, B.G. B.L. Wessa, & J.L. Panero. 2002. Nuclear DNA Evidence for Major Lineages of Helenioid Heliantheae (Compositae) Syst. Bot. 27: 161-198.

Robinson, H. 1981. A revision of the tribal and subtribal limits of the Heliantheae (Asteraceae) Smithsonian Contrib. 51: 1-102.

Karis, P.O. & O. Ryding. 1994. Tribe Heliantheae. Pp. 559-624. *In* K. Bremer (ed), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Stuessy, T.F. 1977. Heliantheae-systematic review. Pp. 621-671. *In* V.H. Heywood, J.B. Harborne & B.L. Turner (eds), The Biology and Chemistry of the Compositae. Academic Press, London.

IX. LACTUCEAE

Worldwide, the Lactuceae contains 98 genera and more than 1550 species. It is primarily a Northern Hemisphere tribe with centers of diversity in the Mediterranean area, Central Asia, and southwestern North America. In Peru, the tribe is represented by 7 genera and 32 species. There are no endemic genera in Peru.

Genera: *Crepis, Hieracium, Hypochaeris, Lactuca, Pricosia, Sonchus, Taraxacum*

References

Bremer, K. 1994. Tribe Lactuceae. Pp. 157-201. *In*. K. Bremer (ed), Asteraceae, Cladistics and Classification, Timber Press, Portland, Oregon.

X. LIABEAE

The Liabeae is a well defined Neotropical tribe that contains approximately 16 genera and + 180 species distributed in a wide variety of habitats throughout Mexico, Central America, West Indies (Cuba, Jamaica, Hispaniola), and Andean South America (Robinson,

1983; Funk et. al. 1996). Peru contains the greatest diversity in the Liabeae, where no fewer than 14 genera and perhaps 80 species are represented. Its acceptance as a distinct tribe was not immediate and its component taxa have, until recently, been variously placed int he Vernonieae or Senecioneae. Robinson and Brettell (1973, 1974) and (Nordenstam 1977) accepted the tribe and positioned in near the Vernonieae. Phylogenetic studies of Bremer (1987, 1994) and Jansen et al. (1991) have supported the monophyly of the tribe and its placement near the Vernonieae. Funk and Robinson (2001) recentrly described a new genus, Dillandia, based upon its nuclear ribosomal DNA sequence data and a suite of morphological characters.

Genera: ***Bishopanthus***, *Cacosmia,* ***Chionopappus***, *Chrysactinium, Dillandia, Erato, Ferreyranthus, Liabum, Munnozia, Oligactis, Paranephelius, Philoglossa,* ***Pseudonoseris***.

References

Bremer, K. 1994. Tribe Liabeae. Pp. 234-245. *In*. K. Bremer (ed.), Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Dillon, M.O.& A. Ssgástegui A. 1995. Estudios en la tribu Liabeae (Asteraceae) en Perú: 1. Revisión de *Ferreyranthus* Arnaldoa 2(2): 7-23.

Dillon, M.O., & A. Sagástegui A. 1995. Estudios en la tribu Liabeae (Asteraceae) en Perú: 2. Una nueva especie de *Oligactis* procedente del norte del Perú y Sur del Ecuador. Arnaldoa 2(2): 25-30.

Funk, V. A. & H. Robinson. 2001. A bully new genus from the Andes (Compositae: Liabeae). Sys. Bot. 26: 216-225.

Funk, V. A. & M.F. Zermoglio. 1999. A revision of *Chrysactinium* (Compositae: Liabeae). Syst. Bot. 24: 323-338.

Funk, V. A. & H. Robinson & M.O. Dillon. 1996. Liabeae: Taxonomy, Phylogeny and Biogeography. *In* D.J.N. Hind & H.J. Beentje (eds). Compositae: Systematics. Proceedings of the International Compositae Conference, Kew. 1994. Vol. 1 Pp. 545-567. Royal Botanic Gardens, Kew.

Nordenstam, B. 1977. Senecioneae and Libeae . Systematic review. Pp. 799-830. *In* the Biology and Chemistry of the Compositae, eds, V.H. Heywood, J.B. Harborne, and B.L. Turner, Londo: Academic Press.

Robinson, H. 1978. 190(2), Compisitae - Libaeae. Flora of Ecuador, 8: 1-62.

Robinson, H. 1983. A generic review of the tribe Liabeae (Asteraceae). Smithsonian Contr. Bot. 54:1-69.

Robinson, H. & R.D. Bretell. 1973. Tribal revisions in the Asteraceae III. A new tribe, Liabeae Phytologia 25: 104-107.

Robinson, H. & R.D. Brettell. 1974 Studies in the Liabeae (Asteraceae), II : Preliminary survey of the genera. Phytologia 28: 43-63.

Sagastegui-A., A., & M.O. Dillon. 1995. Estudios en la tribu Liabeae (Asteraceae) en Perú: 3. Una nueva especie de *Chrysactinium* del norte del Perú. Arnaldoa 2(2): 31-35.

XI. MUTISIEAE

The Mutisieae is primarily a Neotropical tribe with 76 genera and 970 species and greatest diversity in austral South America. In Peru, the tribe contains 16 genera and ca. 90 species. The removal of the genera now treated in the Barnadesieae is one of the more recent changes in this tribe. *Gerbera jamesonii* Bojus ex Hook.f. (Transvaal daisy) is a popular ornamental.

The rare genus *Chucoa*, known from only two collections, was recently re-collected near the type locality in Prov. Santiago de Chuco, Dept. La Libertad (Sagástegui et al. 16626, HAO). *Stenopadus andicola* Pruski has been reportd from Peru, but no voucher has been seen by us.

Genera: *Chaetanthera, Chaptalia,* ***Chucoa****, Gochnatia, Jungia, Leucheria. Lophopappus, Lycoseris, Mutisia, Onoseris, Perezia, Plazia, Polyachyrus, Proustia, Trichocline, Trixis*

References

Bremer, K. 1994. Tribe Mutusieae. Pp. 71-111 *In* K. Bremer (ed.) Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Cabrera, A. L. 1977. Mutisieae Systematic review. Pp. 141-248. *In* V. H. Heywood, et al. (eds.), The Biology and Chemistry of the Compositae, Academic Press, London.

Ferreyra, R. 1995. Family Asteraceae: Part VI. Tribe Mutisieae. *In*. J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 35, 1.-101.

Harling, G. 1991. 190(10). Compositae - Mutisieae. Pp. 1-106. *In*. G. Harling & L. Anderson (eds) Flora of Ecuador, no 42, Swedish Natural Science Research Council, Stockholm.

XII. PLUCHEEAE

Worldwide, the tribe Plucheeae contains 28 genera and ca. 220 species. It is a relatively small group in South America and represented by six genera containing perhaps 36 species. In Peru, the tribe is represented by 4 genera and 7 species. This tribe finds its greatest generic and species diversity in essentially low or mid-elevation habitats of austral South

America. This is sharp contrast to the Gnaphalieae which finds its greatest species diversity in predominately high-elevation genera of the Andean Cordillera.

Genera: *Pluchea, Pseudoconyza, Pterocaulon, Tessaria.*

References

Anderberg, A. A. 1991. Taxonomy and phylogeny of the tribe Plucheeae (Asteraceae). Pl. Sys. Evol. 176 :145-177.

Anderberg, A. A. 1994. Tribe Plucheeae. Pp. 292-303. *In* K. Bremer (ed.) Asteraceae. Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Nesom, G. L. 1989. New species, new sections, and a toxonomic overview of American *Pluchea* (Compositae: Inuleae). Phytologia, 67: 158-167.

XIII. SENECIONEAE

Worldwie, the Senecioneae contains 120 genera and more than 3000 species. It is an important tribe in South America and represented in Peru by 16 egenera and ca. 340 species. The genus *Senecio* with ca. 180 species is the largest genus in the Peruvian flora (Vision & Dillon, 1996). Other large genera include *Gynoxys* with 48 species and Pentacalia with 40 species. No endemic genera are known from Peru.

Genera: *Aequatorium, **Caxamarca**, Chersodoma, Dendrophorbium, Dorobaea, Erechtites, Gynoxys, Lasiocephalus, Misbrookia, Paracalia, Pentacalia, Pseudogynoxys, Senecio, Talamancalia, Werneria, Xenophyllum.*

References

Beltran, H & J.F. Pruski. 2000. *Talamancalia* y *Rolandra* (Asteraceae): dos nuevos registros para el Perú. Arnaldoa. 7 (1-2) : 13-18).

Bremer, K. 1994. Tribe Senecioneae. Pp. 479-520. *In* Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Dillon, M. O. & A. Sagástegui A. 1999. *Caxamarca*, A New Monotypic Genus of Senecionieae (Asteraceae) from Northerm Peru. Novon 9(2): 156-161.

Nordenstam, B. 1977. Senecioneae Systematic Review. *In* V. H. Heywood, et. al. (eds.). The Biology and Chemistry of the Compositae, Academic Press, London.

Norderstam, B. 1978. Taxonomic studies in the tribe Senecioneae (Compositae). Opera Bot. 44: 1-83.

Nordenstam, B & J. F. Pruski. 1995. Additions to Dorobaea and Talamancalia (Compositae: Senecioneae). Compistae Newsl. 27: 31-42.

Vision, T. J & M. O. Dillon, Sinopsis de Senecio L. (Senecioneae, Asteraceae) para el Perú. Arnaldoa 4 (1): 23-46. 1996.

XIV. TAGETEAE

The Tageteae contain 34 genera and + 250 species native to the New World. The tribe is characterized by highly dissected leaves and phyllaries with pellucid secretory cavities producing aromatic oils (Strother, 1977). In the treatment by Karis & Ryding (1994), its members were placed in the tribe Helenieae. The results of Baldwin et al. (2002) re-establish the validity of the tribe. In Peru, it is represented by 5 genera and 12 species, with one endemic genus.

Genera: *Flaveria, Pectis, Porophyllum,* ***Schizotrichia****, Tagetes.*

References

Baldwin, B.G. B.L. Wessa. & J.L. Panero. 2002. Nuclear DNA Evidencie for Major Lineages of Helenioid Heliantheae (Compositae) Syst. Bot. 27: 161-198.

Karis, P.O., & O. Ryding. 1994. Tribe Helenieae. Pp. 521-558.ln K. Bemer (ed.) Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press. Portland, Oregon.

Robinson, H. 1981. A Revisión of the Tribal and Subtribal Limits of the Heliantheae (Asteraceae). Simthsonian Contrib. Bot. 51:1-102.

Strother, J.L. 1977. Tageteae systemtic review. *In* V.H. Heywood, et al. (eds.), The Biology and Chemistry of the Compositae Pp. 769-783. Academic Press, London.

Turner, B.L. & A. M. Powell. 1977. Helenieae systematic review. Pp. 699-737. *In* V.H. Heywood, et al., The Biology and Chemistry of the Compositae Academic Press, London.

XV. VERNONIEAE

Worldwide, the tribe Vernonieae contains ca. 70 genera and 1500 species, most of which are in the core genus *Vernonia*. The tribe is distributed thourghout the New and Old World tropics and extends into temperate North America. In Perú, the tribe is represented by 22 genera and 70 species. The genus *Vernonia*, before its fragmentation, contained ca. 38 species. H. Robinson (1989, 1996, 1999) has created and re-instated segregate genera for elements formerly treated as Vernonia (Dillon & Sagástegui, 1998).

Genera: ***Aynia****, Centrantheum, Chrysolaena, Critoniopsis, Cuatrecasanthus, Cyanthillium, Cytocymura, Eirmocephala, Elephantopus, Lepidaploa, Lessingianthus, Quehualia, Pacourina, Piptocarpha, Pollalesta, Pseudelephantopus, Rolandra, Struchium, Trichospira,*

Trepadonia, Vernonanthura, Xiprochaeta (*Stilpnopappus*).

References

Bremer, K. 1994. Tribe Vernonieae. Pp. 202-233. *In* Asteraceae, Cladistics and Classification. Timber Press, Portland, Oregon.

Dillon, M. O. 1982. Family Compositae: Additions to the Tribe Vernonieae. *In* J. Francis Macbride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 11-17.

Dillon, M. O. & A. Sagástegui A. 1998. Una breve revisión del género *Vernonia* (*sensu lato*) del Perú. Arnaldoa 5(1):25-33.

Jones. S.B. 1980. Family Compositae: Tribe Vernonieae. *In* J. Francis Macloride & Collaborators, Flora of Peru, Fieldiana: Botany, N.S. 5, 22-73.

Jones. S.B. 1977. Vernoieae Systematic review. Pp. 503-521. *In* V.H. Heywood, et al. (eds), The Biology and Chemistry of the Compositae, Acadeimc Press, London.

Robinson, H. 1989. Two new genera of Vernonieae (Asteraceae) from the northern Andes with dissected corolla limbs, *Cuatrecasanthus* and Joseanthus. Rev. Adj. Colomb. Cienc. 17(65): 207-213.

Robinson, H. 1996. The status of generic and subtribal revisions in the Vernoniaeae. In D. J. N. Hind & H.J. Beentje (eds.) Compositae: Systematics. Proceedings of the International Compositae Conference, Key, 1994, Vol. 1.Pp. 511-529. Royal Botanic Gardens, Kew.

Robinson, H. 1999. Generic and subtribal classification of American Vernonieae. Smithsonian Contrib. Bot. 89: 1-116.

Robinson, H. & G. Beltran. 2000. A new species of *Trepadonia* (Asteraceae: Vernonieae) from Peru Sida, Contrib. Bot. 19: 111-113.

Sagástegui-Alva, A & M. O. Dillon. 1998. Una nueva especie de *Critoniopsis* (Vernonieae: Asteraceae) de Cajamarca, Perú. Arnaldoa 5(1): 19-24.

Sagástegui-Alva, A & M. O. Dillon. 2001. Una nueva especie de *Critoniopsis* (Vernonieae: Asteraceae) del Norte del Perú. Arnaldoa 8(1): 25-35

Acknowledgements

We wish to thank Fred Barrie and Mario Zapata Cruz for commenting on an early version of this paper.

Appendix 1. Additions of Peruvian Asteraceae

The Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru (Brako & Zarucchi 1993) was a benchmark in the recounting of Peruvian floristic diversity. Since its publication in 1993, additions and omissions to the flora have been encountered (Beltrán & Baldeón, 2001). The taxa listed here are not found in Brako & Zarucchi (1993) and are provided with the proper author citation as a resource to researchers. No judgment as to their taxonomic validity is implied or intended. New genera are in boldface.

Aphanactis hutchisonii H. Rob.
Ayapanonsis wurdackiana H. Rob.
Baccharis articulata Pers.
Baccharis jhonwurdackiana H. Rob.
Chaptalia exscapa (Pers.) Baker
Caxamarca M.O.Dillon & Sagást.
Caxamarca sanchezii M.O.Dillon & Sagást.
Chersodoma deltoidea Sagást. & M.O.Dillon
Chiliotrichiopsis peruviana Nesom, H. Rob. & Granda
Chrysactinium breviscapum M.O.Dillon & Sagást.
Chrysactinium wurdackii Zermoglio & V.A.Funk
Chuquiraga raimondiana Granda
Chuquiraga oblongifolia Sagást. & Sánchez
Coreopsis canescentifolia Sagást.
Coreopsis dentifolia Sánchez, Sagást. & Crawford
Coreopsis dilloniana Sánchez, Sagást. & Crawford
Coreopsis ferreyrae Sagást & Sánchez
Coreopsis helleborifolia Sánchez, Sagást. & Crawford
Critoniopsis ayabacensis Sagást. & M.O.Dillon
Critoniopsis boliviana (Britton) H.Rob.
Critoniopsis gynoxiifolia H.Rob.
Critoniopsis huairacajana (Hieron.) H.Rob.
Critoniopsis oblongifolia Sagást. & M.O.Dillon
Critoniopsis quilloensis H.Rob.
Delilia biflora Kuntze
Dendrophorbium multinerve (Schultz-Bip.) C.Jeffrey (~*Senecio*)
Dillandia V.A.Funk & H.Rob.
Dillandia chachapoyensis (H.Rob.) V.A.Funk & H.Rob. (~*Munnozia*)
Dillandia subumbellata V.A.Funk & H.Rob.
Diplostephium rupestre (Kunth) Wedd.
Dorobaea laciniata (Kunth) B. Nord & J. Pruski
Emilia fosbergii Nicolson

Ferreyranthus gentryii H. Rob.
Gamochaeta lulioana S.E.Freire & Iharlegui
Gochnatia lanceolata H. Beltrán & Ferreyre
Gynoxys foliosa (Rusby) S.F.Blake
Ichthyothere macdanielii H.Rob.
Lactuca sativa L.
Laestadia lechleri (Schultz-Bip.) Wedd.
Laestadia muscicola Wedd.
Lepidaploa sanmartinensis H.Rob.
Lessingianthus coriaceus (Less.) H. Rob.
Mikania hensoldiana Sánchez & M.O.Dillon
Munnozia luyensis H.Rob.
Mutisia mandoniana Wedd. ex Cabr.
Neurolaena lobata H. Rob.
Oligactis cuatrecasasii M.O.Dillon & Sagást.
Parthenium hysterophorus L.
Pentacalia brittonia (Hieron.) Cuatrec.
Pentacalia cutervonis Cuatrec. & H.Rob.
Pentacalia loretensis Cuatrec. *(~Senecio)*
Pentacalia maynasensis Cuatrec. & H.Rob.
Pentacalia mucronatifolia Cuatrec. & H.Rob.
Pentacalia nunezii Cuatrec. & H.Rob.
Pentacalia sagasteguii Cuatrec. & H.Rob.
Pentacalia tilletii Cuatre. & H.Rob.
Pentacalia todziae Cuatrec. & H.Rob.
Pentacalia vargasiana Cabr. (~*Gynoxys*)
Perymenium celendianum B.L.Turner
Perymenium huascaranum B.L.Turner
Pluchea symphytifolia (Miller) Gillis (syn.)
Parthenium hysteriophorus L.
Pluchea symphytifolia (Miller) Gillis
Rolandra fruticola (L.) Kuntze
Sciadocephala schultze-rhonhofiae Matff.
Senecio algens Wedd.
Senecio ancashinus Cabr.
Senecio burkartii Cabr.
Senecio cantensis Cabr.
Senecio castanaefolius DC.
Senecio danai A. Gray
Senecio dombeyana DC.
Senecio expansus Wedd.

Senecio hohenackeri Schultz-Bip.
Senecio icaensis H.Beltrán & Galan de Mera
Senecio larahuinensis H.Beltrán & Galan de Mera
Senecio pascoensis Cabr.
Senecio pflanzii (Perkens) Cuatrec.
Senecio pininchense Cuatrec. (~Ecuador)
Senecio praeruptorium Schultz-Bip.
Senecio pseudodiscoides Schultz-Bip.(~Chile)
Senecio recurvatus Kunth
Senecio sericens (DC.) S.F. Blake
Senecio steinbachianus Cuatrec.
Solidago chilensis Meyen
Stenopadus andicola Pruski
Talamancalia putcalensis (Hieron.) B. Nord. & J. Pruski.
Trepadonia oppositifolia H. Rob. & H. Beltrán
Trichocline caulescens Phil.
Tridax cajamarcensis H.Rob.
Trixis montesecoensis Sagást. & M.O.Dillon
Verbesina albissima Sagást.
Verbesina ampliatifolia Sagást. & Quipuscoa
Verbesina ancashensis Sagást. & Quipuscoa
Verbesina aypatensis Sagást. & Quipuscoa
Verbesina brevilingua Sagást.
Verbesina brunnea Sagást. & Quipuscoa
Verbesina capituliparva Sagást.
Verbesina chachapoyensis Sagást. & Quipuscoa
Verbesina crassicephala Sagást. & Quipuscoa
Verbesina citrina Sagást. & Zapata
Verbesina huancabambae Sagást. & Quipuscoa
Verbesina leivae Sagást. & Quipuscoa
Verbesina monactinoides Sagást., Leiva & Lezama
Verbesina otuzcensis Sagást. & Quipuscoa
Verbesina pauciramea Sagást., Leiva & Lezama
Verbesina perlanata Sagást. & Quipuscoa
Xenophyllum poposum (Phil.) V.A.Funk
Xenophyllum staffordiae (Sandw.) V.A.Funk
Xenophyllum lycopodioides (S.F.Blake) V.A.Funk
Xenophyllum weddellii (Phil.) V.A.Funk
Werneria spathulata Wedd.

.

Arnaldoa
8(2): 45 - 52. 2001

Nuevos registros para la flora de San Martín, Perú

ISIDORO SANCHEZ VEGA
Universidad Nacional de Cajamarca
Escuela de Post Grado
Apartado 55
Cajamarca, Perú

GUSTAVO IBERICO VELA
Universidad Nacional de Cajamarca
Cajamarca, Perú

MARIO ZAPATA CRUZ
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Trujillo, Perú

MARIA LUCIA KAWASAKI
Department of Botany
The Field Museum
Chicago, IL 60605 U.S.A.

MICHAEL O. DILLON
Department of Botany
The Field Museum
Chicago, IL 60605 U.S.A.

Resumen

Informamos sobre los nuevos registros encontrados durante nuestros estudios botánicos en el departamento de San Martín. A la fecha, 112 especies distribuidas en 41 familias son consideradas nuevas para San Martín. De estos registros, 37 especies fueron omitidas en el Catálogo de las **Angiospermas y Gimnospermas del Perú** (Brako & Zarucchi, 1993), 46 especies son nuevos registros para el departamento de San Martín, 14 son nuevos registros para Perú y 15 especies son consideradas nuevas para la ciencia (publicadas o no). En la actualidad esta muy en boga publicar nuevos registros y nosotros también deseamos contribuir en este sentido a través de la presente nota.

Abstract

We report on new records encountered during botanical studies in the Department of

San Martín. To this date, 112 species in 41 families are considered new for San Martín in various categories. Of these records, 37 species represent names that were omitted from the Catalogue of the Flowering Plants and Gymnospems of Perú (Bravo & Zarucchi, 1993), 46 species are new records for the Departament of San Martín, 14 species are new records for Peru, and 15 species have been designated as new to science (published or not). It has become very popular to publish new records and we want to contribute.

Introducción

Durante los últimos seis años, hemos realizado estudios botánicos en el departamento de San Martín. La mayoría de las colecciones corresponden al Bosque de Protección del Alto Mayo (Dillon & Sánchez, 2002). Estos estudios han dado como resultado el hallazgo de muchas especies que no fueron registradas en Brako & Zarucchi (1993). En algunos casos, se trata sólo de nuevos registros para San Martín y otros son nuevos registros para Perú. Algunos han sido designados como nuevas especies (sp. nov.) por expertos de taxonomía y todavía no han sido publicados. Las muestras que representan a estos nuevos registros están depositadas en CPUN, HAO y F y la información correspondiente podrá ser solicitada al quinto autor (MOD).

Los nuevos registros son actualmente muy populares y nosotros también queremos contribuir informando acerca de 112 especies distribuidas en 41 familias, a las que consideramos nuevas para San Martín, 37 especies fueron omitidas en el catálogo de FPGP (Brako & Zarucchi, 1993), 46 son nuevos registros para el departamento de San Martín, 14 nuevos registros para el Perú y 15 han sido designadas nuevas para la ciencia (publicadas o no). Los nombres signados con (+) son especies no registradas por el proyecto.

Nuevos Registros para el departamento de San Martín

[FPGP = Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú; SM = Dept. San Martín]

ACANTHACEAE

Pseuderanthemum chilianthium Leonard [no considerada en FPGP]
Pseuderanthemum ctenospernum Leonard [no considerada en FPGP]
Sanchezia longiflora (Hook.). Hook.f. & Planch [no considerada FPGP]
Sanchezia oblonga Ruiz & Pav. [nueva para SM]
Sanchezia wurdackii Wassh. [nueva para SM]

ANNONACEAE

Rollinia andicola Maas & Westra [nueva para SM]

APOCYNACEAE

Forsteronia amblybasis S.F. Blake [nueva para SM]
Lacmellea edullis Kart. [nueva para Perú]
Odontadenia verrucosa (Roem. & Schult.) K. Schum. Ex Marcgr. [nueva para SM]

AQUIFOLIACEAE

Ilex juttana Loizeau & Spichiger [no considerada en FPGP]

ARACEAE

Anthurium **sp. nov.**
Anthurium obtusum (Engl.). Grayum [no considerada en FPGP]
Monstera pinnatipartita Schott [no considerada en FPGP]
Philodendron wurdackii G.S. Bunting [nueva para SM]
Stenospermation adsimile Sodiro [no considerada en FPGP]
Stenospermation ulei K. Kr. [no considerada en FPGP]

ARECACEAE

Geonoma orbignyana Mart. [no considerada en FPGP]

ASTERACEAE

Dillandia subumbellata V.A. Funk & H. Rob., **sp. nov.**
Neurolaena lobata R. Br. [no considerada en FPGP]
Verbesina ampliatifolia Sagást & Quipuscoa, **sp. nov.**

BIGNONIACEAE

Digomphia densicoma (Mart. ex DC. Pilger [nueva para Perú]

BROMELIACEAE

Guzmania retusa L.B. Sm. [no considerada en FPGP]

BURSERACEAE

Dacryodes **sp. nov.**
Protium meridionale Swart [no considerada en FPGP]

BUXACEAE

Styloceras penninervium Gentry & Aymard [nueva para SM]

CAMPANULACEAE

Burmeistera succulenta Karst. & Triana [nueva para Perú]
Centropogon silvaticus E. Wimm. [nueva para SM]
Siphocampylus scandens (Kunth) G. Don [nueva para Perú]

CELASTRACEAE

Maytenus ebenifolia Reissek [no considerada en FPGP]

CLUSIACEAE

Vismia floribunda Sprague [no considerada en FPGP]
Vismia glaziovii Ruhl. [no considerada en FPGP]

ERICACEAE

Cavendishia **sp. nov.**
Psammisia **sp. nov.**

ERYTHROXYLACEAE

Erythroxylum squamatum Sw. [nueva para SM]

EUPHORBIACEAE

Alchornea glandulosa Poepp. var. *pavoniana* Muell.- Arg [no considerada en FPGP]

FABACEAE

Desmodium campyloclados Hemsl. [nueva para SM]

FLACOURTIACEAE

Abatia parviflora Ruiz & Pav. [nueva para SM]

GESNERIACEAE

Alloplectus hispidus (Kunth) Mart. [nueva para Perú]
Alloplectus peruvianus (Zahlbr.). Kvist & Skog [nueva para SM]
Columnea orientandina (Wiehler) Kvist & Skog [nueva para SM]
Drymonia candida Hanst.[nueva para SM]
Pearcea purpurea (Poepp.) Kvist & Skog [nueva para SM]
Pearcea reticulata (Fritsch) Kvist & Skog [nueva para Perú]

HELICONIACEAE

Helicona aemygdiana Burle-Marx [nueva para SM]
Heliconia burleana Abalo & G.L. Morales [nueva para Perú]

HIPPOCRATEACEAE

Salacia cordata (Miers) Mennega [no considerada en FPGP]
Salacia elliptica (Mart. ex Schult.) G. Don [no considerada en FPGP]
Tontelea coriacea A.C. Sm. [nueva para SM]

LAURACEAE

Bilschmiedia costaricensis (Mez & Pittier) C.K. Allen [no considerada en FPGP]
Endlicheria szyszylowiczii Mez [nueva para SM]
Endlicheria **sp. nov**
Nectandra lineata (Kunth) Rohwer [no considerada en FPGP]
Nectandra pseudocotea Rohwer [no considerada en FPGP]
Ocotea cuneifolia (Ruiz & Pav.) Mez [nueva para SM]
Persea pseudofasciculata Kopp [no considerada en FPGP]

LECYTHIDACEAE

Eschweilera decolorans Sandw. [nueva para SM]

LYTHRACEAE

Cuphea setosa Koehne [nueva para SM]

MAGNOLIACEAE

Talauma **sp. nov.**

MALPIGHIACEAE

Banisteriopsis padifolia (Nied.) B. Gates [nueva para SM]

MARCGRAVIACEAE

Marcgravia williamsii J.F. Macbr. [nueva para SM]

MELASTOMATACEAE

Blakea latifolia (Ruiz & Pav.) D. Don [nueva para SM]
Blakea ovalis (Ruiz & Pav.) D. Don [nueva para SM]
Blakea standleyana J.F. Macbr. [nueva para SM]
Miconia grandifolia Ule [nueva para SM]
Salpinga maranonensis Wurdack [nueva para SM]
Topobea multiflora (D.Don) Triana [nueva para SM]

MORACEAE

Ficus subandina Dugand [no considerada en FPGP]
Helicostylis tovarensis (Klotzsch & H. Karst.) C.C. Berg [nueva para SM]

ORCHIDACEAE

Epidendrum macrocarpum Rich. [no considerada en FPGP]
Epidendrum whittenii Hagsater & Dodson [nueva para Perú]
Lycomormium **sp. nov.**
Maxillaria nasuta Rchb. f. [nueva para SM]
Maxillaria scorpioidea Kraenzl. [nueva para SM]
Mormolyca polyphylla Garay & Wirth [nueva para Perú]
Oncidium echinops Koniger [nueva para Perú]
Phragmipedium boissierianum (Rich. f.) Rolfe [nueva para SM]
Prosthechea vespa (Vell.) Higgins [nueva para Perú]
Sarcoglottis neglecta Christenson [nueva para Perú]

PIPERACEAE

Pepromia pernambucensis Miq. [no considerada en FPGP]

POLYGALACEAE

Monnina marginata C. Presl [nueva para SM]
Monnina subspeciosa Chodat [no considerada en FPGP]

RUBIACEAE

Chimarrhis glabriflora Ducke [no considerada en FPGP]
Cinchona **sp. nov**.
Elaeagia pastoense. L.E. Mora [no considerada en FPGP]
Ladenbergia klugii L. Andersson [no considerada en FPGP]
Ladenbergia muzonensis (Goudot) Standl. [no en FPGP]
Ladenbergia oblongifolia (Mutis) L. Andersson [no considerada en FPGP]
Palicourea conferta (Benth.) Sandw. [no considerada en FPGP]
Palicourea croceoides Ham. [no considerada en FPGP]
Palicourea luteonivea C.M. Taylor [no considerada en FPGP]

Psychotria anceps Kunth [nueva para SM]
Psychotria officinalis (Aubl.) Sandw. [no considerada en FPGP]
Psychotria paeonia C.M. Taylor [nuevo para SM]
Psychotria pandensis Standl. [nueva para Perú]

RUTACEAE

Ravenia biramosa Ducke [nueva para SM]
Zanthoxylum fagara (L.) Sarg. [nueva para SM]

SIMAROUBACEAE

Picramnia magnifolia J.F. Macbr. [nueva para SM]

SOLANACEAE

Iochroma nitidum Leiva & Quipuscoa, **sp. nov.**
Juanulloa **sp. nov.**
Larnax andersonii Sawyer [nueva para Perú]
Larnax dilloniana Leiva, Quipuscoa, & Sawyer, **sp. nov.**
Larnax nieva Sawyer & Leiva, **sp. nov**.
Solanum altissimum Benitez [nueva para SM]
Solanum bellum S. Knapp [nueva para Perú]
Solanum pensile Sendtn. [nueva para SM]
Solanum ternatum Ruiz & Pav. [nueva para SM]

URTICACEAE

Bohmeria ulmifolia Wedd. [no considerada en FPGP]
Pilea serpyllacea (Kunth) Liebm. [nueva para SM]

VIOLACEAE

Gloeospermum sphaerocarpum Triana & Planch. [nueva para SM]

VISCACEAE

Dendrophthora elegantissima Kuijt, **sp. nov.**
Phoradendron inaequidentatum Rusby [no considerada en FPGP]

VITACEAE

Cissus trianae Planch. [nueva para SM]

Agradecimientos

Muchos especialistas han proporcionado las determinaciones de las plantas colectadas durante nuestras expediciones al Bosque de Protección de Alto Mayo. Estas identificaciones son inestimables en el cálculo de la diversidad en la flora de esta área. Su contribución es reconocida. La abreviación para el herbario de estos botánicos aparece entre paréntesis. Agradecemos a W.R. Anderson (MICH), L. Anderson (GB), J. Atwood (SEL), C. Berg (BG), W. Burger (F), Callejas (HUA), N. Cellinese (F), A. Chanderbali (MO), E. Christenson (NY), T. Croat (MO), D. Daly (NY), S. Dalstrom (SEL), S. Dressler (FR), B. Eriksen (GB), V.A.

Funk (US), B. Hansen (USF), A. Henderson (NY), N. Hensold (F), L. Lohmann (MO), S. Knapp (BM), W. J. Kress (US), J. Kuijt (UVIC), T.G. Lammers (OSH), A.J.M. Leeuwenberg (WAG), S. Leiva (HAO), J. Lombardi (BHCB), J. Luteyn (NY), H. Luther (SEL), P. Mass (U), S. Mori (NY), M. Nee (NY), J. Pirani (SPF), H. Robinson (US), N. Robson (BM), N.W. Sawyer (CONN), L. Skog (US), C. Taylor (MO), H. van der Werff (MO), D. Wasshausen (US), G.L. Webster (DAV), y J. Wurdack (US).

Deseamos también agradecer a las personas que han ayudado en el trabajo de campo en San Martín, incluyendo al Ing. Roberto Dieguez Bazán (Rioja), Blgo. Segundo Leiva González (HAO), Blgo. Victor Quipuscoa Silvestre, Blgo. Manuel Cabanillas Soriano (CPUN), y Sr. Julio Hidalgo (Rioja). Agradecemos a la National Geographic Society por la beca # 5791-96 que apoyó nuestros estudios de campo. MOD agradece así mismo el soporte de Laura & Marshall Front Fund del Fields Museum.

Literatura citada

Brako, L. y J.L. Zarucchi. 1993. Catalogue of the Flowering Plants and Gymnosperms of Peru. Syst. Bot. Mongr. 45. Missouri Botanical Garden 1266 pp.

Dillon, M.O. y I. Sánchez V. 2002. Inventario Florístico del Bosque de Protección de Alto Mayo (San Martín, Perú). Adean Botanical Information System (Ver. 6.0) URL: http://www.sacha.org/envir/eastlow/intro_sp.htm.

Arnaldoa
8(2): 53 - 56. 2001

Primer registro de *Aphanelytrum* (Poaceae: Pooideae) para el Perú

MARIA ISABEL LA TORRE[1]
ZULMA RUGOLO DE AGRASAR[2]
ASUNCION CANO[1]
[1] *Museo de Historia Natural, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Apartado 14-0434, Lima 14, PERU.*
E-MAIL: marycano_11@yahoo.com.
[2] *Instituto de Botánica Darwinion, Labardén 200, Casilla 22- ARGENTINA.*

Resumen

Aphanelytrum procumbens Hackel (Poaceae: Pooideae) se registra por primera vez para la flora peruana. Los ejemplares fueron colectados en el Parque Nacional Río Abiseo, Departamento de San Martín, Provincia Mariscal Cáceres, distrito de Huicungo.

Abstract

Aphanelytrum procumbens Hackel (Poaceae: Pooideae) is reported by first time to Peruvian flora. The specimens were colected in the Río Abiseo National Park, San Martín department, Mariscal Cáceres province, Huicungo district.

Introducción

La familia Poaceae es una de las más importantes a nivel mundial y por consiguiente para la flora peruana. Los estudios taxonómicos realizados para la Flora del Perú han sido sintetizados por Tovar (1993), en un tratado que registra 680 taxones distribuidos en 152 géneros. Dada la gran diversidad en ecosistemas del territorio peruano y las nuevas exploraciones botánicas que se llevan a cabo, se continúan incrementando nuevos registros y novedades taxonómicas (Peterson *et al,* 2000; Alegría & Rúgolo, 2001; Beltrán *et al*, 1999; Beltrán & La Torre, en prensa).

En la presente nota damos a conocer la presencia del género ***Aphanelytrum*** Hackel. emend, Chase (Tribu: Poeae) en el Perú, no registrado hasta el presente (Tovar, 1993; Brako & Zaruchi, 1993). Como resultado de las colectas realizadas en el Parque Nacional del Río Abiseo (departamento de San Martín), obtuvieron varios ejemplares de ***Aphanelytrum***

procumbens Hackel. este género monotípico americano presenta una distribución neotropical (Nicora & Rúgolo de Agrasar, 1987), y su registro conocido solo incluía Ecuador, Colombia y Bolivia (Clayton & Renvoize, 1986; Renvoize, 1998).

Descripción

Aphanelytrum procumbens Hackel, Oesterr. Bot. Z. 52:13 (1902). Tipo. Ecuador, in silvis opacis regionis subandinae ad circ., 2000 m.s.m., A. Sodiro (W, holótipo).

Syn: *Brachyelytrum procumbens* (Hack.) Hackel en Engler & Prantl, Pflanzenfam. Nachtr. 2(2): 42. 1897.

Hierba perenne, delicada. **Cañas** decumbentes de 75- 180 cm de longitud, ramificados, lisos, apoyantes sobre arbustos, nudos glabros, los inferiores radicantes. **Vainas** abiertas, glabras. Lígula membranácea, de 6 - 7 mm de longitud, borde fimbriado, hialina. Láminas planas o acintadas, membranáceas, glabras, lineares de 8 - 12 cm de longitud por 2,5 - 3 mm de ancho, verde brillante intenso, ápice ligeramente mucronado. **Panícula** laxa, ligeramente ovada, oblonga de 5,5 - 16 cm de longitud, con ramas verticiladas hasta de 4,5 cm de longitud, simples o ramificadas, flexuosas. **Espiguillas** 2 - 3 floras, de 6,5 - 8 (-12) mm de longitud, glabras, raquilla prolongada entre los antecios, de 4,5 - 5 mm de longitud, el superior menor de ca. 0,5 mm de longitud, llevando ocasionalmente un rudimento de antecio. Glumas 2, diminutas de 0,1 - 1 mm de longitud, enervias, persistentes. Lemas de 7 - 8,5 mm de longitud, lanceoladas, largamente acuminadas, 5 - nervias. Pálea de 6 - 6,2 mm de longitud, bicarinada, ápice bidentado. Flor hermofrodita; estambres 3, anteras de 3,9 - 4 mm de longitud; ovario glabro, estilos breves, estigmas barbados. **Cariopsis** de 3,25 - 4 mm de longitud, linear-oblongo, castaño oscuro a la madurez, hilo oval, embrión breve.

Material estudiado

BOLIVIA, Depto. La Paz, Prov. Murillo, valle Río Zongo, 16º 08' S 68º 07', W, 2900 m.s.m., 18-III-1987,Solomon 16417 (SI); Prov. Nor Yungas, 1 km E of Unduavi, 3-IV-1981, Renvoize & 1981, Renvoize & Cope 4188 (SI).
PERU, Depto. San Martín, Prov. Mariscal Cáceres, Huicungo, alrededores de El Tingo, cuenca alta del Río Abiseo, 7º 58'S - 77º 20' 0,2900 - 3150 m, 27 junio 1999, A. Cano et al. 9300 (SI, USM); B. León et al. 3797 (USM).
PERU, Depto. Cuzco, Provincia Paucartambo, Pillco, 2800 m, laderas secas, 12 Abril 1967, C. Vargas C. 19264 (US); Provincia Calca, 4 km SE Lares on road towards Calca, 3430 m, rocky slopes with *Ribes, Oxalis*, Melastomataceae, and shrubby mutisoid Asteraceae, 17 March 2002, Peterson & Refulio - Rodríguez 16571 (US, USM); 7 km SE of Lares on road towards Calca, 3620 m, small creek with *Festuca, Triniochloa stipoides* (Kunth) Hitchc., Melastomataceae, and shrubby mutisoid Asteraceae, 17 March 2002, Peterson & Refulio - Rodríguez 16581 (US, USM); Depto. Moquegua, Provincia Moquegua, El Abra, 4000 m, pedregoso, C. Vargas C. 19104 (US).

Distribución y ecología

Esta especie se registra por primera vez para el norte del Perú donde habita por encima de los 2900 m.s.m. Los ejemplares fueron colectados en un fragmento del bosque montano, tanto en sotobosque, dominado por bambusoideas y helechos, como en lugares abiertos en los bordes de caminos. Renvoize (1998), la cita para Colombia , Ecuador y Bolivia, donde vive en el bosque arbustivo, en lugares húmedos y sombríos, entre 2450 - 3700 m.s.m.

Agradecimientos

Expresamos nuestro reconocimiento a Kenneth R. Young, Blanca León y José Roque por su colaboración en el trabajo de campo y la revisión del manuscrito.

Agradecemos por el apoyo financiero a la Asociación Peruana para la Conservación (APECO) a través del Proyecto Bioandes.

Literatura citada

Alegría, O.J. & Rugolo de Agrasar, Z. E. 2001. ***Muhlenbergia monandra*** (Poaceae: Eragrostideae), nueva especie anual endémica del Perú Darwiniana 39 (1-2): 19-28.

Beltrán, H.,R. Foster & A.G. de Mera. 1999. Nuevas adiciones a la Flora del Perú. Candollea 54:57-64

Beltrán, H., & M. I. La Torre. ***Loudetia*** (Poaceae): un nuevo registro para el Perú. Aranaldoa. En prensa.

Brako L. & J.L. Zarucchi. 1993. Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Monogr. Syst. Bot. Missouri Bot. Gard. 45:1-1286.

Clayton, W.D. & S.A. Renvoize. 1986. Genera Graminum. Kew Bulletin Additional Series XIII, Kew. Pp. 102.

Nicora, E.G. & Rúgolo de Agrasar, Z.E. 1967. Los Géneros de Gramíneas de América Austral. Editorial Hemisferio Sur, Buenos Aires. Pp. 611.

Peterson et al, 2000. ***Eragrostis ancashensis*** (Poaceae: Chloridoideae) a new Species from Ancash, Perú. Sida 19 (1): 65-70.

Renvoize, S.A. 1998. Gramíneas de Bolivia. Royal Botanical Garden, Kew Pp. 664.

Tovar, O. 1993. Las Gramíneas (POACEAE) del Perú. Ruizia 13:1-480.

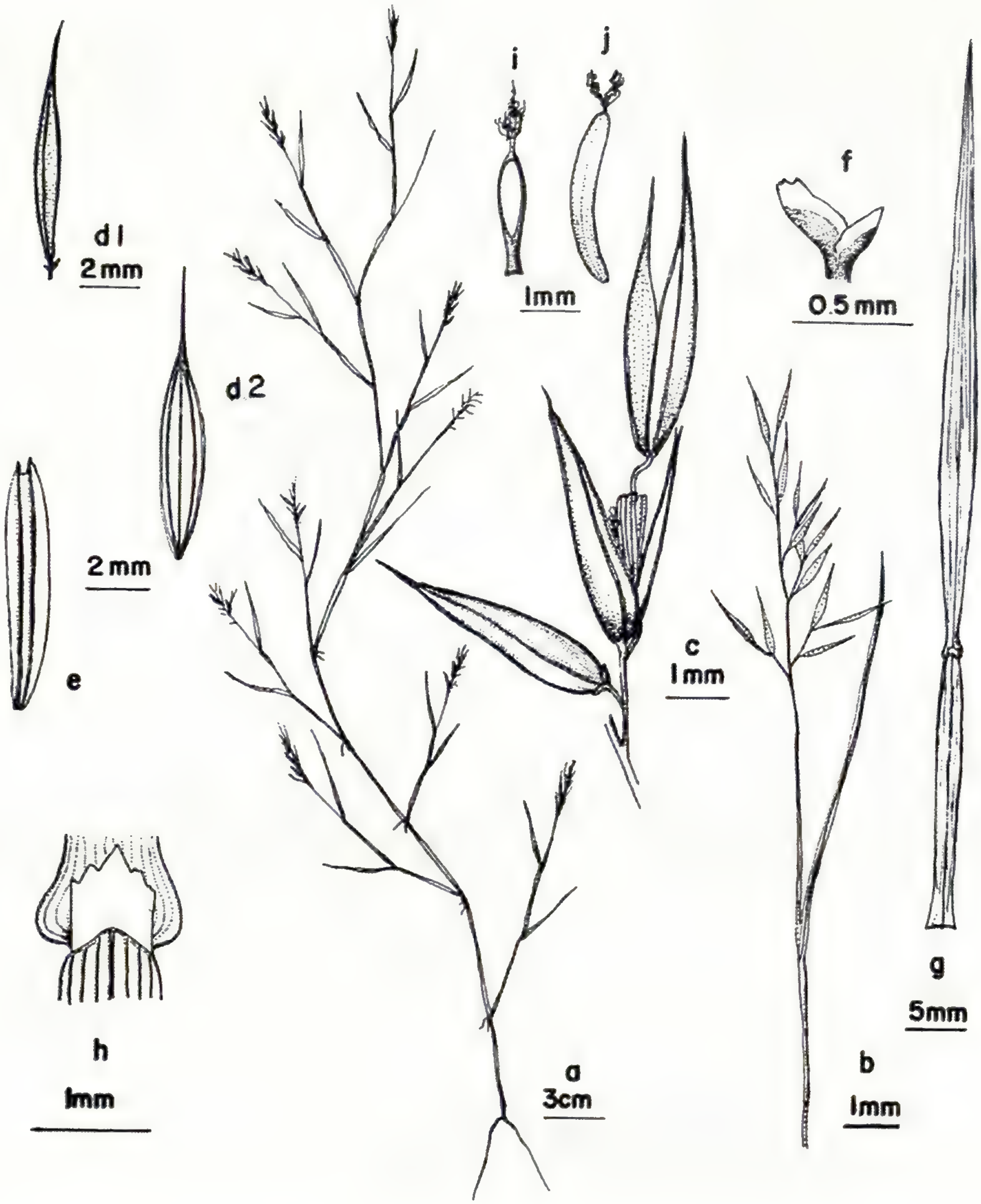


Fig. 1. ***Aphanelytrum procumbens*** Hackel
a) Hábito de la planta, **b)** Inflorescencia, **c)** Espiguilla, **d1)** Lema vista lateral, **d2)** Lema vista dorsal, **e)** Pálea, **f)** Glumas, **g)** Hoja, **h)** Lígula, **i)** Ovario, **j)** Cariopsis.

Arnaldoa
8(2): 57 - 58. 2001

Nuevo nombre para una especie de *Chrysophyllum* (Sapotaceae) del norte del Perú

MICHAEL O.DILLON
Department of Botany
The Field Museum
Chicago, IL, 60605-2496, U.S.A.

ABUNDIO SAGÁSTEGUI ALVA
Museo de Historia Natural
Universidad Privada Antenor Orrego
Casilla 1001
Trujillo, Perú

Resumen

A través de estas notas proponemos un nuevo nombre, ***Chrysophyllum contumacense*** Sagást & M.O. Dillon, para una especie del Norte de Perú publicada previamente bajo el epiteto de ***Chrysophyllum edule*** Sagást. & M.O. Dillon, que resultó un homónimo ilegítimo debido a que en el año 1932, se usó válidamente este nombre para una especie de Nigeria (Africa).

Abstract

A new name, ***Chrysophyllum contumacense*** Sagást. & M.O. Dillon, is provided for an illegimate homonym previously for a northern Peruvian species. Our original species epithet was occupied by a Nigerian species validly published in 1932.

Introducción

Ha sido para nosotros una sorpresa que ***Chrysophyllum edule*** Sagást. & M.O. Dillon (Sagástegui & Dillon, 1998) resulte un homónimo ilegítimo de ***Chrysophyllum edule*** Hoyle (Burtt & Hoyle, 1932: 269); pues este nombre válido corresponde a una colección de Nigeria (Africa) y por lo tanto estamos ahora proponiendo un nuevo nombre para la especie peruana.

Chrysophyllum contumacense Sagást. & M.O. Dillon, nom. nov.
Chrysophyllum edule Sagást. & M.O. Dillon, Arnaldoa 5(1): 68. 1998, non
Chrysophyllum edule Hoyle, 1932

Tipo: PERU, Dpto. Cajamarca, Prov. Contumazá: entrada al Bosque Cachil. 2500 m, 11 Oct.1992, A.Sagástegui A. & S. Leiva G. 14817 (Holótipo: HAO; isótipo: F).

Agradecimientos

Deseamos agradecer a la Dra. Carmen Ulloa Ulloa (MO) por precisar nuestro error en la publicación original y al Dr. Fred Barrie (MO) por la ayuda con el formato apropiado para la publicación válida de este nuevo nombre.

Literatura citada

Burtt, J. & A.C. Hoyle. 1932. XXXIV. New trees and shrubs from tropical Africa. Kew. Bull. 1932: 257-270

Sagástegui A., A. & M.O. Dillon. 1998. Una nueva especie de *Chrysophyllum* (Sapotaceae) con frutos comestibles del noroeste de Perú. Arnaldoa 5(1): 67-76. 1998.

Arnaldoa
8(2): 59 - 62. 2001

Solanum tuberosum L. subsp. *yanacochense* Ochoa subsp. *nov.*

CARLOS M. OCHOA
Apartado Postal 1558
Lima 12, Lima - Perú
e-mail: c.ochoa@cgiar.org

Planta sublaxa usque ad decumbenti. Tubercula rotunda vel et ovalia periderma violaceus vel violaceus albido. Folia pauce dissecta, 3-4(-5) juga, interfolia 0-2(-3) juga. Foliola ovatu acuminata. Calyx parvus, 5.5-6. 0 mm longus. Corolla stellata, albus vel albidus lilacina, 3.5-4.0 cm diam., penta-usque ad hexagona cum lobulis late triangulari-lanceolati. Pedicelli 18-20 mm longi, supra centrum articulati 6-7(8)mm. Numerus cromasomatum 2n=4x=48.

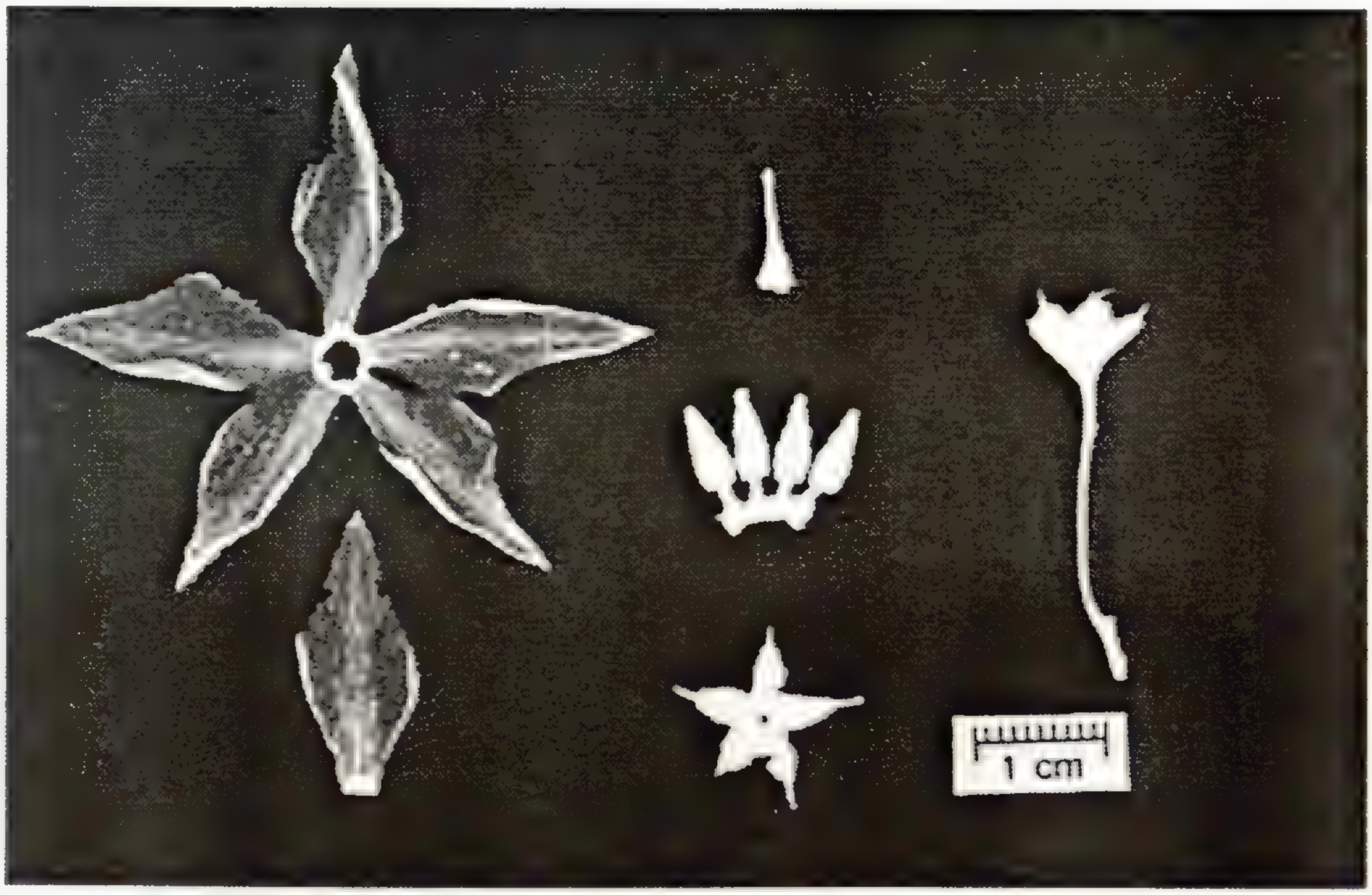
TIPO: PERU. Dpto. Puno, Prov. Sandia, Distr. San Juan de Oro: Sumakk Kinray, 2100-2200 m alt., ca. de Yanacocha, Marzo 1973. Col. *C. Ochoa 4204* (HOLOTIPO: OCH; ISOTIPOS: CPUN, HUT, MOL, OCH). PARATIPOS: PERU. Dpto. Puno, Prov. Sandia, Distr. San Juan del Oro: Yanacocha, 2200 m alt., Marzo 1973 Col. *C. Ochoa 4202, 4203 y 4207* (CPUN, HUT, MOL, OCH). Nombre vernacular *Machu Kkorika.*

Plantas sublaxas vigorosas hasta 60 cm o más de alto. Tallos verdes moteados de pigmentos morados, decumbentes, aristados o triangulares, glabros, conspicuamente alados, alas de 2-3 mm de ancho, rectas o ligeramente sinuosas hacia la base, verdes claras. Tubérculos redondos a ovalados ligeramente compresos, periderma usualmente violáceo o rara vez violáceo pálido hasta blanquecino, conspicuamente lenticelado, ojos superficiales a semiprofundos, brotes morados, carne pigmentada de morado en toda su masa excepto en la médula y corteza. Hojas verdes oscuras esparcida y cortamente pilosas por encima, verdes más claras y pilosas sólo en las venas y vénulas por debajo, hojas de 16-23 cm de largo por 9-12 cm de ancho, poco divididas de 3-4(-5) pares de folíolos y 0-2(-3) pares de interhojuelas; folíolos ovados de ápice acuminado con peciólulos, de (3-)5-12 mm de largo. Pedúnculos simples o bifurcados, de (5-)7-8(-12) cm de largo por 2.0-2.5 mm de diám. en la base sosteniendo de 5-6(-14) flores; pedicelos de 20-25 mm de largo con la articulación a 6-7(-8) mm debajo de la base del cáliz. Cáliz simétrico o muy raramente asimétrico, pequeño 5.5-6.0 mm de largo, glabro de lóbulos anchamente elípticos de ápice corto y finamente acuminado, acúmenes escasamente de 1 mm de largo. Corola estrellada, blanca o menos frecuentemente blanca lilácea pálida de 3.0-3.5(-4.0) cm de diám. con lóbulos triangulares de 7-10 mm de ancho hacia la base por 10-12 mm de largo, agudos. Columna de anteras tronco cónica, anteras

de 6.0-6.5 mm de largo, filamentos cortos 0.5-1.0 mm de largo, glabros. Estilo 8-9 mm de largo, grueso 0.7 mm, glabro, inserto o subinserto; estigma capitado cerca de 0.9 mm de diám. Frutos globosos hasta de 15 mm de diám., uniformemente verdes claros con pocos puntos blancos muy esparcidos. Número cromosómico: 2n=48.

Esta subspecie ***yanacochense*** de ***S. tuberosum,*** representa un eslabón excepcional en el proceso de evolución de la papa, es el único taxón descubierto hasta hoy en el grupo cultivado tetraploide que tiene corola estrellada. Es notable su afinidad con la especie silvestre ***Solanum yungasense*** de condición diploide (2x) y triploide (3x) por la forma estrellada y color blanco de la corola así como por el cáliz pequeño, hábito de la planta y hábitat similar en ambas entidades.

Solanum tuberosum ssp. ***yanocochense***
(Ochoa 4204, holotipo)



Disección floral de ***Solanum tuberosum*** ssp. ***yanocochense***
(Ochoa 4204, holotipo)

Arnaldoa
8(2): 63 - 66. 2001

Nuevas adiciones a la flora del Perú, II

HAMILTON BELTRAN SANTIAGO
Museo de Historia Natural
Universidad Nacional Mayor de
San Marcos
Av. Arenales 1256 Apartado 14-0434
Lima, Perú
Email: wilmersantiago@hotmail.com

ANTONIO GALAN DE MERA
Laboratorio de Botánica
Universidad San Pablo-CEU
Apartado 67
28660-Boadilla del Monte, Madrid, España
Email: agalmer@ceu.es

Resumen

En este trabajo presentamos cinco nuevos registros para la flora del Perú, con algunos comentarios sobre su ecología, fitosociología y fitogeografía.

Abstract

In this paper, we present five new records for the Peruvian flora, with some comments about their ecology, phytosociology and phytogeography.

Introducción

Como resultado de las herborizaciones y revisiones que se están realizando recientemente en el Perú (Brako & Zaruchi, 1993; Beltrán et al., 1999; Roque & Cano, 1999; Sagástegui Alva et al., 1999; Arakaki & Cano, 2001), damos a conocer cinco nuevos registros para su flora. Para cada uno de ellos realizamos además su caracterización ecológica, fitosociológica y fitogeográfica (Galán de Mera, 1999).

RUBIACEAE

Stilpnophyllum Hooker f.

Actualmente ***Stilpnophyllum*** está constituido por 4 especies (Andersson & Taylor, 1994), de las cuales sólo ***S. lineatum*** Hooker f. ha sido reportada en el Perú. en esta ocasión

ampliamos el área de las 3 especies restantes, antes sólo conocidas en Ecuador (Jorgensen & León Yáñez, 1999) con lo que demostramos la entidad fitogeográfica de la provincia Norperuano-Colombiana (Beltrán et al., 1999), representada en las vertientes andinas orientales del norte por matorrales siempreverdes (Lantano camarae - Chusqueetea ramosissimae) y pluvisilvas montanas (Cedrelo fissilis - Ocoteetea puberulae).

Stilpnophyllum grandifolium L. Andersson, Fl. Ecuador 50:81. 1994.

Material estudiado:

AMAZONAS: Provincia de Condorcanqui, cordillera del Cóndor, cerro Machinaza en la cabecera del río Comainas (03º 54.1'S, 78º 25.6' W). **H. Beltrán & R. Foster 1571** (USM 119946,F)

Stilpnophyllum oellgaardii L. Andersson, Fl. Ecuador 50:78.1994

Material estudiado:

AMAZONAS: Provincia de Condorcanqui, cordillera del Cóndor, cerro Machinaza en la cabecera del río Comainas (03º 52.8'S, 78º 26.0' W). **H. Beltrán & R. Foster 1200** (SUM 119953,F)

Stilpnophyllum revolutum L. Andersson, Fl. Ecuador 50:80.1994

Material estudiado:

AMAZONAS: Provincia de Luya, Campo Redondo, Tullanga. **C. Díaz & J. Campos 3846** (USM 127430).

SCROPHULARIACEAE

Cymbalaria muralis P. Gaertner, B. Meyer & Scherb., Fl. Wetter. 2:397.1800.
[Icon.: Valdés et al., Fl. Andalucía Occid. 2: 528. 1987].

Esta especie tiene una distribución eurosiberiana y mediterránea (Valdés et al., 1987), aunque se sabe que es cultivada en Norteamérica, Ecuador, Brasil y Argentina (Holmgren & Molau, 1984). Al Perú probalemente llegó con aves migratorias de tendencia antrópica, pues se encontró en los muros nitrificados y húmedos de una casa abandonada respondiendo, por tanto, a la descripción de la clase fitosociológica Adiantetea capilli - veneris.

Material estudiado:

CUZCO: Provincia de Paucartambo, Parque Nacional del Manu, Tres cruces, 2000-3000 m. **A. Cano** 4641 (USM 122441). PUNO Provincia de Sandia, 2100 m. **H. Beltrán & W. Mendoza** 4081 (USM 153597).

SOLANACEAE

Sessea crassivenosa Bitter, Feddes Repert. 18:204, 1922.

Se trata de una planta que hasta ahora sólo era conocida de los Andes ecuatorianos de la provincia Norperuano - Colombiana (Jorgensen & León-Yáñez, 1999). En el Perú forma parte de la vegetación arbustiva (Lantano camarae - Chusqueetea ramosissimae) y pluvisilvas montanas (Cedrelo fissilis - Ocoteetea puberulae) de las vertientes andinas orientales.

Material estudiado:

PIURA: Huancabamba, La Cruz **C. Acleto** 350 (USM).

Literatura citada

Andersson, L. & C.M. Taylor. 1994. Rubiaceae - Cinchoneae - Coptosapelteae. In: G. Harling & L. Andersson (eds.), Flora of Ecuador 50. University of Göteborg Riksmuseum. Göteborg, Stockholm.

Arakaki, M & A. Cano. 2001. Vegetación y estado de conservación de la cuenca del río Ilo Moquegua, lomas de Ilo y áreas adyacentes. Arnaldoa 8(1): 49-70.

Brako L. & J.L. Zarucchi. 1993 Catálogo de las Angiospermas y Gimnospermas del Perú. Missouri Botanical. Garden St. Louis

Beltrán, H. R. Foster & A. Galán de Mera. 1999. Nuevas adiciones a la Flora del Perú. Candollea 54:57-64

Galán de Mera, A. 1999. Las clases fitosociológicas de la vegetación del Perú. Bol. Lima 117: 84-98.

Holmgren, N. H. & U. Molau. 1984. Scrophulariaceae. In: G. Harling & B. Sparre (eds.), Flora of Ecuador 21. University of Göteborg Riksmuseum. Göteborg, Stockholm.

Jorgensen, P.M. & S. León - Yañez. 1999. Catalogue of the Vascular Plants of Ecuador. Missouri Botanical Garden. St. Louis.

Roque, J. & A. Cano. 1999. Flora vascular y vegetación del valle de Ica, Perú, Rev. Perú. Biol. 6(2): 185-1995.

Sagástegui Alva, A., M.O. Dillon, I. Sánchez Vega, S. Leiva González & P. Lezama Asencio. 1999. Diversidad florística del norte del Perú. Tomo I. WWF-UPAO.Trujillo.

Valdés B., S. Talavera & E.F. Galiano (eds). 1987. Flora vascular de Andalucía Occidental.

Arnaldoa
8(2): 67 - 80. 2001

Estimación del área foliar en seis morfotipos de achira comestible (*Canna edulis* Ker- Gawler), por método no destructivo

JUAN SEMINARIO CUNYA
MANUEL URTEAGA TORO
SANTOS MEDINA ORTIZ
Programa de Raíces y Tubérculos Andinos
Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales
Universidad Nacional de Cajamarca
Cajamarca, Perú

Resumen

Se encontró un método no destructivo para estimar el área foliar, en seis morfotipos de achira *(Canna edulis)* del norte peruano, haciendo intervenir el largo y el ancho mayor de las láminas. De cada morfotipo, se tomaron entre 67 y 129 hojas, según el número de entradas que lo conformaban. Las siluetas de las hojas frescas se dibujaron en papel periódico. Se midió el largo y ancho mayor de las láminas y se aplicó el método de Bezout para obtener su área real. Con el largo, el ancho mayor y el área real de las láminas, se realizó el análisis de regresión y correlación, para cada morfotipo. Las ecuaciones fueron similares y la ecuación general, A = 0.67 x largo x ancho mayor, estima el área de cada hoja, de cualquier morfotipo, con un grado de aproximación de 100% ± 3.4. Se encontró alta correlación (r = 0.99) entre el área real y el producto de largo x ancho mayor; asimismo, entre el área real y el área estimada mediante la ecuación (r=0.99).

Abstract

A nondestructive method was found to estimate the leaf area in six edible achira ***(Canna edulis)*** morphotypes in the Peruvian north. This method includes both leaf length and maximum width. The sample for each morphotype varied between 67 and 129 leaves, according to the number accessiones that constitute it. The oultines of detached leaves were carefully traced on paper and the length and maximum width were measured. The Bezout's method was applied to measure the actual area. The regression and correlation analyses were carried out with the length, maximum width and actual area for each morphotype. The equations were similar and the general equation A = 0.67 x length x maximun width estimates the area of each leaf of any morphotype, with 100% ± 3.4 of approximation. A highly significant correlation was found (r = 0.99) between the real area and long x maximum width product and, between the actual area and the estimates area (r=0.99).

Introducción

La determinación del área foliar de las plantas (sumatoria del área de las láminas), es útil para explicar, por ejemplo, la productividad de un cultivo o variedad o para caracterizar el germoplasma y explicar las diferencias dentro del mismo, en términos fisiológicos.

La mayoría de métodos para determinar el área de las hojas, son destructivos (requieren desprender la hoja de la planta). Sin embargo, una forma práctica y no destructiva es mediante la determinación de una ecuación, en la cual, intervienen una o más dimensiones lineales, como el largo (L) y el ancho mayor (W) de cada hoja, tomadas directamente en campo. De manera que por ejemplo, multiplicando el producto de L x W, por un coeficiente que varía con la especie, se puede obtener el área de cada hoja, sin necesidad de desprenderla de la planta (Mendoza *et al.,* 1985).

Ascencio (1985) sostiene que el análisis de regresión y correlación simple, son útiles para determinar el área foliar en yuca ***(Manihot esculenta)***, batata ***(Ipomoea batatas)*** y caraota ***(Phaseolus vulgaris),*** en donde se hace intervenir las dimensiones lineales y el peso seco de las hojas. El autor indica que es necesario establecer criterios de selección de las ecuaciones de predicción, la bondad de ajuste de la línea (R^2), la comparación entre los valores observados con los calculados y el error estándar de la estimación.

En síntesis, la búsqueda de métodos prácticos y no destructivos para obtener el área foliar de una planta, se reduce a emplear el área real obtenida en una muestra de hojas, mediante cualesquiera de los métodos destructivos conocidos y, las dimensiones largo y ancho, ya sea individualmente o como producto de éstas. Se trata entonces, de encontrar la mejor relación entre estas variables, para lo cual, el análisis de regresión y de correlación lineal simple, son pertinentes (Infante y Zárate de Lara, 1988). Mediante este procedimiento se han obtenido ecuaciones o factores para determinar el área de las hojas en: maíz (Montgomery, 1911), sorgo (Stickler ***et al.,*** 1961), algodón (Ashley ***et al,*** 1963), higuerilla (Jain y Misra, 1966) y girasol (Schneiter, 1978).

Kato ***et al.*** (1989) evaluaron el área foliar en achira ***(Canna edulis)*** y encontraron que la ecuación de regresión más adecuada para estimar el área de cada hoja, derivada de 339 observaciones, es: $A = 0.704x$; donde, A = área de la hoja (cm^2) y, x = largo de lámina (L) x ancho mayor de lámina (W). El área estimada fue de 103% ± 5, respecto del área real.

Seminario et al. (1998) usaron una muestra al azar de 458 hojas, de una población que incluía seis morfotipos de achira comestible, para encontrar un método no destructivo y estimar el área foliar. Con el largo y ancho mayor de las láminas y, el área real obtenida mediante el método de los trapecios o de Bezout, aplicaron regresión y encontraron que la mejor ecuación para este propósito es: A = 0,66 x L x W. El área estimada, respecto del área real fue de 100.37% ± 3.7 y encontraron alta correlación (r = 0.99) entre el área real y el producto del L x W, así como, entre el área real y el área estimada (r =1), mediante esta ecuación. Los

autores recomiendan hacer un estudio similar, pero analizando cada morfotipo por separado, en razón de que observaron diferencias en la relación L/W y si bien, la forma general es ovado elíptica, observaron hojas ovado lanceoladas. Estas diferencias podrían deberse a la influencia del morfotipo. Es decir que, probablemente, para cada morfotipo se necesitaría usar una ecuación diferente. Asimismo, los autores no tuvieron el suficiente cuidado en la toma de la muestra en todos los estratos de las plantas, lo cual podría haber sesgado los resultados.

La presente investigación trató de dar respuesta a la hipótesis planteada en el trabajo citado anteriormente. El resultado indicó que la determinación del área de las hojas de los seis morfotipos responde a la ecuación A = 0.67 (L x W), con alta correlación (r=0.99) entre el área real y el producto de L x W y, entre el área real y el área estimada (r= 0.991), mediante la ecuación.

Material y métodos

La investigación se realizó en el campo experimental del Programa de Raíces y Tubérculos Andinos y en el Laboratorio de Fisiología Vegetal, de la Facultad de Ciencias Agrícolas y Forestales de la Universidad Nacional de Cajamarca (7° 10' LS, 78° 30' LW, 2726 m, 14° C de temperatura media y 660 mm de lluvia anual).

Se usaron seis morfotipos de achira, colectados en el norte peruano y conservados, *ex situ,* en campo, cuyas características principales se describen en la Tabla 1. Como se observa, todos los morfotipos presentan la forma general de hoja, ovado elíptica (ove). Cada morfotipo incluía diferente número de entradas o accesiones, las cuales estaban sembradas sistemáticamente, a distanciamientos de 0.80 m entre surcos y 0.60 m entre plantas.

A los siete meses después de la siembra, cuando el germoplasma iniciaba la floración, se tomó al azar y en todos los estratos de la planta, un número de hojas por morfotipo, que varió de la siguiente forma: I:67, II:129, III: 76, IV: 111, V: 123 y VI: 115; haciendo un total de 621 hojas.

Tabla 1. Características morfológicas de seis morfotipos de achira comestible usados en el ensayo

Morfo-tipo	Color Brote	Hoja					Flor				
		Forma	Color lámina H/E	Franja coloreada	Color borde	Color vaina	Color principal estaminodio	Color secundario estaminodio	Color sépalo	Color pétalo	Color estilo
I	Verde amarillento	Ovado elíptico	Verde oscuro/ verde oscuro	no	Translúcido	Verde	Rojo claro	Amarillo	Verde	Amarillo claro	Amarillo
II	Verde púrpura	Ovado elíptico	Verde oscuro/ verde oscuro	no	Translúcido	Verde	Amarillo	Rojo púrpura claro	Verde	Anaranjado verdoso	Amarillo
III	Púrpura	Ovado elíptico	Verde / verde	si	Translúcido marrón	Verde púrpura	Anaranjado	Amarillo	Rojo verdoso	Rosado verdoso	Anaranjado
IV	Púrpura	Ovado elíptico	Verde oscuro/ verde oscuro	no	Translúcido	Verde	Anaranjado	Amarillo	Rosado verdoso	Rosado verdoso	Anaranjado
V	Verde amarillento	Ovado elíptico	Verde / verde	no	Translúcido	Verde	Rosado anaranjado	Amarillo	Verde claro	Amarillo	Amarillo
VI	Púrpura	Ovado elíptico	Verde oscuro/ verde oscuro	no	Translúcido marrón	Verde púrpura	Rojo oscuro	Amarillo	Púrpura	Rojo púrpura	Rosado oscuro

Fuente: Seminario et al. (1998)

Conforme al procedimiento utilizado por Lyon (1948) en tomate ***(Lycopersicum esculentum)*** y adaptado por Seminario *et al* (1998) en achira; inmediatamente después de recoger las hojas del campo, se dibujaron por duplicado, las siluetas en papel periódico y luego se recortaron con tijera. Se midió el largo y ancho mayor de cada silueta, se obtuvo la relación L/W y, se procedió a obtener el área real de cada lámina mediante el método analítico de la **Regla de los Trapecios o de Bezout** (Russell y Wolf, 1982).

El método analítico, antes mencionado, considera que los segmentos de la línea irregular que corta las ordenadas, son segmentos de recta, obteniéndose series de figuras trapezoidales. La expresión teórica de este método indica que : "el valor del área total es igual al producto del valor del intervalo constante por la suma de la media de las ordenadas extremas, más las ordenadas intermedias". Es decir:

$$A = e\ [\ (h1 + hn) / 2 + h2 + ... + hn - 11$$

Donde : A = área de la figura, h1 = primera ordenada, e = equidistancia, hn = última ordenada

En términos prácticos, la aplicación de este procedimiento, en el caso de las hojas de achira, consistió en: 1) Se colocaron las siluetas de papel sobre una mesa transparente (vidrio) que tenía un fluorescente, debajo del tablero (para observar mejor las siluetas). 2) Sobre la silueta se colocó un papel milimetrado transparente. 3) Se dividió la silueta en dos sectores, de manera que, se obtuvo un área del sector izquierdo (A_1) y otra del sector derecho (A_2). 4) Se tomó 1 cm, como valor de la equidistancia o altura de los trapecios (e.), y con ayuda del papel milimetrado se midieron las bases de los trapecios (ordenadas), que describe el eje longitudinal y la línea que pasa por el borde de la silueta. 5) En un formato se anotaba los valores obtenidos. 6) El área de cada sector se obtuvo de la siguiente forma:

Sector Izquierdo A_1	e[(h1 + hn) /2 + h2...+	+ hn - 1]; y,
Sector Derecho A_2	e[(h1 + hn) /2 + h2....+.....	+ hn - 1]

Donde: A_1 = Area del sector izquierdo
A_2 = Area del sector derecho
e = Equidistancia (1 cm)
h1 = Primera ordenada (base menor del primer trapecio)
hn-1 = Penúltima ordenada (base mayor del último trapecio)
hn = Ultima ordenada (base menor del último trapecio)

7) El área total de la hoja (silueta) es igual a la suma de las áreas de los sectores ($A = A_1 + A_2$).

Los valores de largo y ancho y del área real de cada hoja, para cada morfotipo, fueron introducidos en una base de datos y se usó la hoja de cálculo MS EXCEL, para realizar el análisis de regresión y correlación. Este procedimiento permitió obtener ecuaciones de la forma:

$\mathbf{A = bx}$; cuando la recta pasa por el origen ($c = 0$); y,
$\mathbf{A = c + bx}$; cuando la recta no pasa por el origen ($c \neq 0$)

Donde:
A = área en cm^2
b = coeficiente de determinación
x = largo (L) por el ancho (W), en cm^2

Para validar y comprobar la eficiencia de las ecuaciones de regresión, en la determinación del área de las hojas, se usaron los métodos destructivos de las pesadas de las siluetas de las hojas en papel y, del planímetro.

Para el primer caso, las siluetas de las hojas en papel, se pesaron en balanza analítica, con aproximación de milésimas. Se tomaron además, 20 cuadrados del mismo papel de 10 cm x 10 cm (100 cm^2) y cuyo peso, obtenido de la misma forma anterior fue de 0.518 g. Con estos valores, se obtuvo el área de cada lámina, mediante la relación:

100 cm^2..... 0.518 g
X cm^2..... peso de cada silueta en papel (g)

El método del planímetro es un procedimiento topográfico, muy práctico y preciso, usado para determinar áreas en general. Para su aplicación se tomó una sub-muestra de hojas al azar, equivalente al 22 % de hojas de la muestra, de cada morfotipo, haciendo un total de 135 hojas para los seis morfotipos. Se extendieron las siluetas, sobre una mesa lisa y plana, para que el tambor del instrumento, pueda girar suave y libremente. Se colocó el polo del planímetro en un punto tal que, al hacer el recorrido, éste no salga del papel. Su mismo peso o anclaje lo hizo permanecer fijo en esa posición. Se colocó el brazo o estilete en un punto del perímetro de la silueta, y se puso el tambor en ceros. Con el estilete se recorrió cuidadosamente todo el perímetro, a velocidad constante y, siempre de derecha a izquierda, hasta llegar al punto inicial. Se tomó la lectura final y se hicieron tres repeticiones, para cada hoja, para obtener un promedio del área.

Resultados y discusión

1.- Valores de largo, ancho y relación largo/ancho de las hojas. Los promedios de largo y ancho mayor de las láminas fueron de 41 y 20 cm, respectivamente, sin diferencias significativas entre morfotipos, pero el rango fue de 58 a 32 cm para el largo y de 28 a 13 cm para el ancho (Tabla 2). Los resultados son relativamente menores a los encontrados por Seminario ***et al*** (1998) en los mismos morfotipos (51 y 21 cm, para el largo y ancho mayor, respectivamente). La razón L/W promedio fue de 2, para todos los morfotipos (Tabla 2), ligeramente inferior a la encontrada por los autores antes mencionados. Este resultado confirma que la forma de las hojas en los seis morfotipos es similar y por tanto se espera que la obtención de las áreas requiera procedimientos semejantes.

2.- Areas reales de las hojas. Las áreas reales promedio obtenidas por el método va descrito

(Tabla 2), presentaron notables diferencias entre morfotipos y el rango varió de 491 cm^2 (morfotipo V), hasta 592 cm^2 (morfotipo II). Los resultados son significativamente inferiores a los encontrados por Kato ***et al*** **(** 1989), en Japón y Seminario ***el al*** 1998), en Cajamarca. Los autores mencionados informan de 701.8 cm^2 y 723.8 cm^2, respectivamente. Las diferencias probablemente se deben al tamaño de la muestra, a factores genéticos y condiciones ambientales donde crecieron las plantas.

Tabla 2. Valores de largo (L), ancho(W), relación L/W y área real de las hojas de seis morfotipos de achira comestible del norte peruano

Morfo-tipo	Largo (cm)				Ancho (cm)				L / W				Area real (cm²)			
	Max.	Min.	Prom.	D.S.	Max.	Min.	Prom.	D.S.	Max.	Min.	Prom.	D.S.	Max.	Min.	Prom.	D.S.
I	54.0	21.0	39.0	9.5	29.0	13.0	20.0	3.9	2.0	2.0	2.0	0.2	1062.0	195.0	560.0	232.4
II	60.0	24.0	43.0	7.6	29.0	14.0	21.0	2.9	3.0	2.0	2.0	0.2	1083.0	213.0	592.0	168.8
III	55.0	23.0	40.0	6.9	27.0	14.0	21.0	3.0	2.0	2.0	2.0	0.2	1026.0	216.0	579.0	169.4
IV	60.0	24.0	41.0	7.8	28.0	14.0	20.0	3.2	3.0	2.0	2.0	0.2	1004.0	264.0	579.0	183.6
V	60.0	26.0	40.0	7.1	26.0	11.0	18.0	3.0	3.0	2.0	2.0	0.2	1018.0	219.0	491.0	167.7
VI	57.0	18.0	40.0	6.5	29.0	13.0	20.0	3.6	3.0	2.0	2.0	0.2	1103.0	164.0	568.0	181.2
Media	**58.0**	**32.0**	**41.0**	**7.6**	**28.0**	**13.0**	**20.0**	**3.3**	**3.0**	**2.0**	**2.0**	**0.2**	**1049.0**	**212.0**	**562.0**	**183.9**

Muestra: 621 hojas

3.- Determinación de las áreas de las hojas mediante análisis de regresión y correlación. Los dos tipos de ecuaciones derivados para cada morfotipo, haciendo intervenir el L y W de las láminas y el área real de las mismas, obtenida mediante el método de los trapecios se presentan en las Tablas 3 y 4.

En el primer caso, cuando c = 0 (Tabla 3), las ecuaciones son similares, para todos los morfotipos y con similares niveles de ajuste, dados por los valores de r, y de aproximación, dados por el área estimada . Esto indica que se puede usar la ecuación promedio (A = 0. 67 x L x W), que tiene una correlación perfecta (r = l). El área estimada para cada morfotipo, mediante la ecuación promedio varió entre 99% ± 3.9 (morfotipo II) y 100% ± 3.9 (morfotipo VI), respecto del área real.

Tabla 3. Ecuaciones de regresión con el largo y ancho y, el área real, para estimar el área de las hojas, de seis morfotipos de achira, del norte peruano; cuando c = 0.

	A = b (L x W), cuando c= 0			
Morfotipo	**Ecuación**	**r**	**Área estimada**	
			%	**DS**
I	A = 0.6798 (LxW)	1.00	100.00	3.3
II	A = 0.6467 (LxW)	0.99	99.00	3.9
III	A = 0.6688 (LxW)	1.00	100.00	2.9
IV	A = 0.6761 (LxW)	0.99	100.00	3.2
V	A = 0.6692 (LxW)	1.00	100.00	3.2
VI	A = 0.6796 (LxW)	0.99	100.00	3.9
Promedio	**A = 0.670 (LxW)**	**1.00**	**100.00**	**3.4**

Muestra: 621 hojas

En el segundo caso (cuando c ≠ 0), las ecuaciones (Tabla 4), muestran notables diferencias en el valor de c, y si bien, permiten una buena estimación del área (desde 98.00 % ± 3.3 en el morfotipo I, hasta 100.00 % ± 3.9 en el morfotipo II); el grado de ajuste, cuando se toma la ecuación promedio, es ligeramente menor (r = 0.99), con respecto al caso anterior (r = l). Por otro lado, estas ecuaciones no resultan prácticas para el cálculo, como en el caso anterior; en el cual, sólo se necesita medir el largo y el ancho mayor de cada lámina y multiplicarlos por el coeficiente 0.67.

Tabla 4. Ecuaciones de regresión con el largo y ancho, para estimar el área de las hojas, de seis morfotipos de achira del norte peruano; cuando c≠ 0.

	A = c + b (L x W), cuando c = 0			
Morfotipo	**Ecuación**	**r**	**Área estimada**	
			%	**DS**
I	A = 3.9 + 0.68 (L x W)	1.00	98.00	3.3
II	A = 37.4 + 0.61 (L x W)	0.99	100.00	3.9
III	A = -3.7 + 0.67 (L x W)	1.00	100.00	2.9
IV	A = 17.1 + 0.66 (L x W)	0.99	100.00	3.1
V	A = 2.1 + 0.67 (L x W)	1.00	100.00	3.2
VI	A = -14.0 + 0.69 (L x W)	0.99	100.00	3.9
Promedio	**A = 7.2 + 0.66 (L x W)**	**0.99**	**100.00**	**3.3**

Muestra: 621 hojas

Los resultados presentados en las Tablas 3 y 4 permiten inferir que la ecuación que mejor estima el área de las hojas, para todos los morfotipos es de la forma: A=0.67x; donde x=LxW.

La validez de la ecuación antedicha, fue comprobada al relacionar el área real de las 621 hojas, con el producto de L x W de las mismas, considerando a los seis morfotipos, como si fueran uno solo, de la misma forma como procedieron Seminario ***et al***. (1998). La ecuación de regresión (A = 0.667 x), la línea de regresión y la alta correlación (r = 0.99) entre estas dos variables (Fig. l), así lo confirman. Similar tendencia se observa cuando se relaciona el área real con el área estimada mediante la ecuación (Fig. 2).

La diferencia más notoria, entre los resultados de Kato ***et al*** (1989) y los de la presente investigación, se evidenció en el valor del coeficiente de determinación (b). Estos autores encontraron b = 0.704, mientras que nosotros encontramos b = 0.670 . Esta diferencia se puede explicar porque seguramente, se trata de morfotipos distintos.

Por otro lado, si comparamos el coeficiente (b = 0.66), encontrado por Seminario ***et al.*** (1998) y el de la presente investigación (b = 0.67), tienen un valor muy cercano, teniendo el segundo, un mayor grado de ajuste y además, tiene mayor grado de confianza, por el hecho de derivarse del análisis de morfotipos individuales y del conjunto de los mismos, a la vez; así como, de un muestreo cuidadoso de hojas, en todos los estratos de las plantas. En consecuencia, se rechaza la hipótesis de que el factor morfotipo influye en la forma de las hojas

y en la proporcionalidad de sus medidas lineales.

4.- Validación de la eficiencia de la ecuación de regresión. La comparación del área real con el área obtenida por el método de las pesadas de las siluetas de las hojas, en papel, de cada morfotipo (Tabla 5), indica que este último método permite una buena estimación del área (98% ± 1.4, respecto del área real), pero inferior al obtenido mediante la ecuación, debido a que se trata de un método indirecto, cuya eficacia depende de la relación entre el área y el peso de las hojas; la cual a su vez, puede variar de acuerdo al estado fisiológico de la planta y de cada hoja en particular. Estos resultados, corroboran los resultados de Seminario *et al* (1998), quienes encontraron, para el mismo método, una estimación de 98.11% ± 1.75.

Del mismo modo, se obtuvo una buena estimación de las áreas de las hojas mediante el planímetro, para todos los morfotipos (Tabla 5). La aproximación del área estimada, respecto del área real fue de 100% ± 0.8, con una perfecta correlación (r = 1) entre el área real de la hoja y el área obtenida mediante el planímetro; lo que confirma su eficacia. El resultado se explica debido a que este método es específico para determinar áreas, cuyo inconveniente, al igual que el método de las pesadas, en el caso que nos ocupa, es el de requerir la destrucción de las hojas.

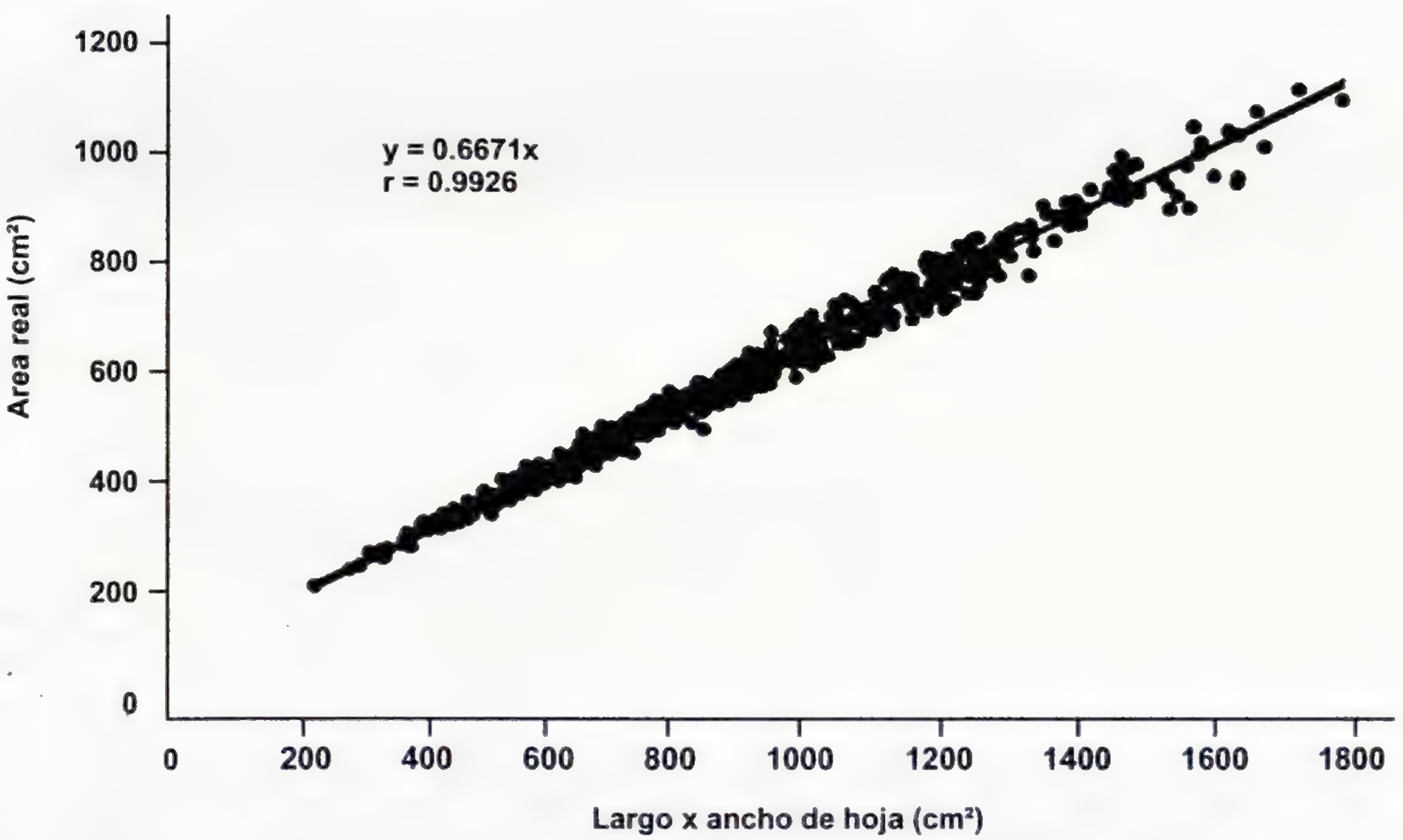


Fig. 1. Diagrama de dispersión y línea de regresión para la relación área real y el producto de L x W, cuando c = 0, de seis morfotipos de achira

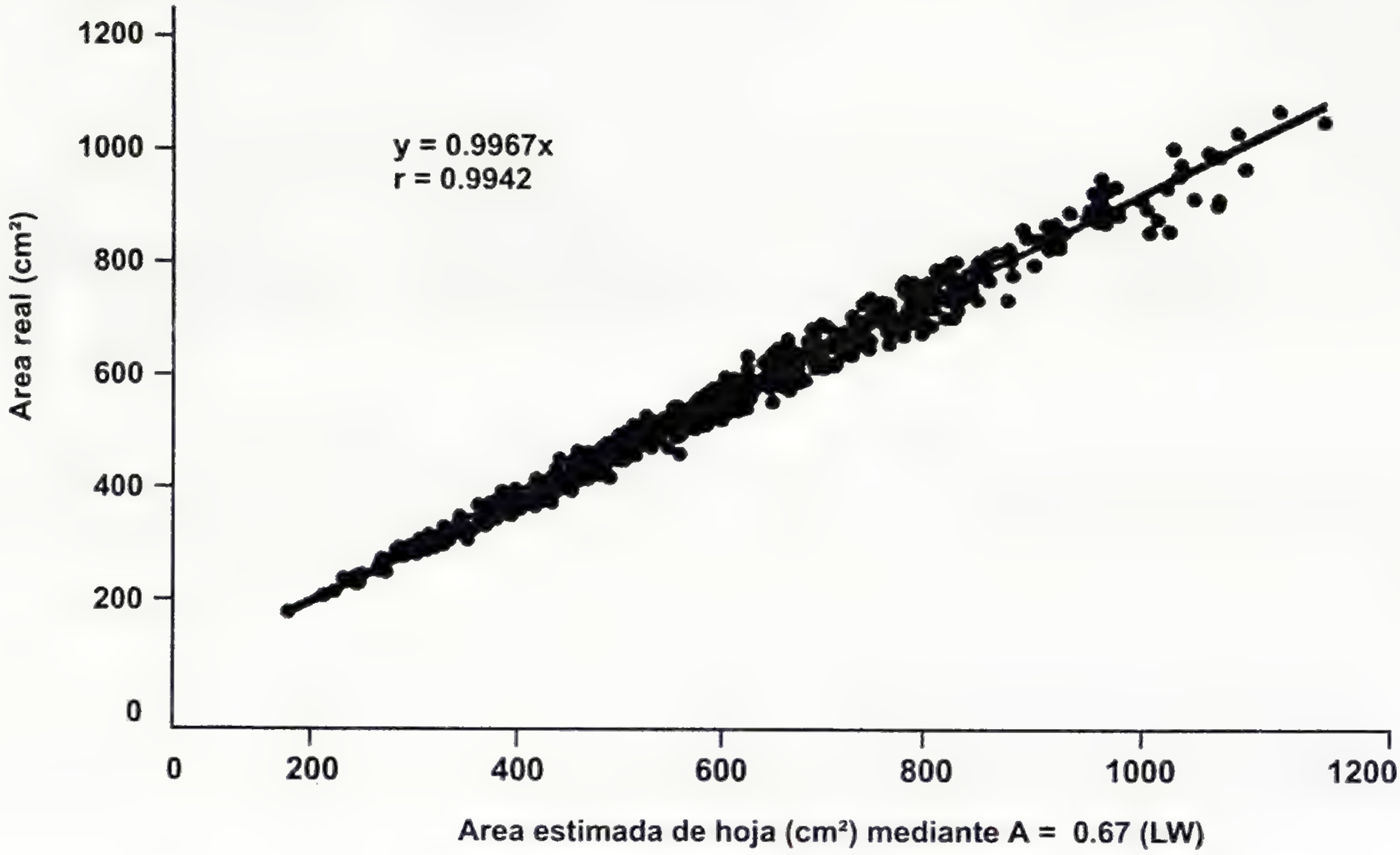


Fig. 2. Diagrama de dispersión y línea de regresión para la relación área real y el área estimada mediante A = 0.67 (LW) de seis morfotipos de achira

Tabla 5. Estimación del área de las hojas de seis morfotipos de achira por método de las pesadas de siluetas en papel y del planímetro.

Morfotipo	Pesadas		Planímetro	
	%	DS	%	DS
I	97.0	3.3	100.0	0.8
II	97.0	3.9	100.0	0.9
III	98.0	2.9	100.0	1.1
IV	97.0	3.2	100.0	0.7
V	98.0	3.2	100.0	0.7
VI	98.0	3.8	100.0	0.8
Promedio	98.0	3.4	100.0	0.8

DS = desviación estandar

Conclusiones

El factor morfotipo no influye en la forma general de las hojas, ni en la relación largo/ancho de las mismas. Por lo tanto, la determinación del área, en los seis morfotipos, se puede hacer siguiendo el mismo procedimiento.

El área de cada hoja para cualesquiera de los seis morfotipos de achira del norte peruano es igual a: A = 0.67 (L x W), donde L = largo de lámina y W = ancho mayor de lámina.

Literatura citada

Ascencio, J. 1985. Determinación del área foliar en plantas de caraota ***(Phaseolus vulgaris*** L.), yuca (***Manihot esculenta*** Crantz) y batata ***(Ipormea batatas*** L.) utilizando dimensiones lineales y peso seco de las hojas. Turrialba Vol.35 (1): 55-64.

Ashley, D. A., B. D. Ross and 0. L. Bennet. 1963. A method of determining leaf area in cotton. Agronomy Journal 55: 584-585.

Infante, S. y G. Zárate de Lara. 1988. Métodos Estadísticos. Edit. Trillas S.A. México D.F.

Jain, T.C. and D. K. Misra. 1966. Leaf area estimation by linear measurements in ***Ricinus comunis***. Nature. Vol 212: 741-742.

Kato, M., K. Inthavongsa and K. Imai. 1989. An estimation of leaf area in edible Canna *(**Canna** **edulis*** Ker.). Japan Jour. Crop Sci. 58(4): 753-754.

Lyon, C. J. 1948. A factor method for the area of tomato leaves. Plant Physiol. 23: 634-635.

Mendoza Onofre, L. E., Y. A. Gonzales Hemández y J. Ortiz Cereceres. 1984. Factores de conversión y tamaños de muestra en la estimación del área foliar en maíz. Agrociencia N° : 141-15 1.

Montgomery, E. G. 1911. Correlation studies in corn. Nebraska Agric. Exp. Sta. Ann. 24:108-159.

Russell, B. y P. Wolf. 1982. Topografia Moderna. Sexta edición. Traducción al español de D. García y R. García. Edit. HARTA, México.

Schneiter, A, A. 1978. Non destructive leaf área estimation in sunflower. Agronomy Journal. 70: 141-142.

Seminario, J., M. Urteaga, E. Zelaya y A. Seminario. 1998. Estimación del área foliar en achira (***Canna edulis*** Ker Gawler) por método no destructivo. Resúmenes IX

Congreso Nacional de Ingenieros Agrónomos y Profesionales Afines. Octubre 8- 11. Trujillo, Perú.

Stickler, F. C., S. Wearden and A. W. Pauli. 1961. Leaf area determination grain sorghum. Agronomy Journal. 53:187-188.

Arnaldoa
8(2): 81 - 84. 2001

Nota sintaxonómica sobre la vegetación del Chaco Boreal

ANTONIO GALÁN DE MERA
Laboratorio de Botánica
Universidad San Pablo-CEU
Apartado 67
28660- Boadilla del Monte, Madrid, ESPAÑA
e-mail: agalmer@ceu.es

Resumen

En el presente trabajo se dan a conocer algunas novedades sintaxonómicas sobre la vegetación del Paraguay.

Abstract

In this paper, some syntaxonomic novelties about the vegetation of Paraguay are presented.

Introducción

Siguiendo la línea de otros trabajos fitosociológicos sobre la vegetación de América del Sur (Fuentes & Navarro, 2000; Galán de Mera, 1995, 1999, 2000) damos a conocer algunas novedades sintaxonómicas correspondientes a la campaña botánica de 1991 en el Chaco Boreal paraguayo.

Novedades sintaxonómicas

I. RUPRECHTIO TRIFLORAE-ASPIDOSPERMETEA QUEBRACHO BLANCONIS cl. Nova

[*Typus:* Capparido tweddianae-Aspidospermetalia quebracho-blanconis ordo novo]

Bosques climácicos secos, subhúmedos y húmedos del Chaco Boreal, con un estrato de fanerófitos de mediana a escasa densidad y altura entre 10 y 12 m, dominando a un denso estrato arbustivo formado por nanofanerófitos microfoliados a menudo espinosos. En las comunidades cerradas, el estrato herbáceo es escaso, siendo en cambio frecuentes las formaciones densas de Bromeliáceas terrestres espinosas, así como lianas y diversos epífitos, fundamentalmente Bromeliaceas del género *Tillandsia.* Se distribuyen por el sur de Bolivia, oeste del Paraguay y norte de Argentina, con irradiaciones en el suroeste de Brasil y valles interandinos boliviano-norargentinos.

Características: *Acacia praecox, Aspidosperma quebracho-blanco, Bromelia hyeronimi, B. serra, Caesalpinia paraguariensis, Capparis retusa, C. tweddiana, Castela coccinea, Celtis pallida, Cereus forbesii, Chorisia insignis, Cleistocactus baummanii, Harrisia bondplandii, Maytenus vitis-idaea, Monvillea cavendishii, M. spegazzinii, Morena herzogii, Opuntia retrorsa, Pereskia sacharosa, Ruprechtia triflora, Schinus fasciculatus, Tabebuia nodosa, Trithrinax biflabellata, Zizyphus mistol.*

+ Capparido tweddianae-Aspidosperinetalia quebracho-blanconis ordo novo
[*Typus:* Schinopsion quebracho-coloradonis all. nova]

Único orden por el momento.

- Schinopsion quebracho-coloradonis all. nova

[*Typus:* Stetsonio corynes-Schinopsietum quebracho-coloradonis ass. nova; *typus* ass. (Paraguay, Ruta Transchaco, a 27 Km de Mariscal Estigarribia en dirección a Teniente Enciso, 170 m, 200 m^2, basado en 24 inventarios): *Capparis speciosa* 3, *Aspidosperma quebracho- blanco* 3, *Stetsonia coryne* 2, *Zizyphus mistol* 2, *Ruprechtia triflora* 4, *Capparis retusa* 2, *Bromelia hyeronimi* 2, *Castela coccinea* 1, *Cereus forbesii* 1, *Schinopsis quebracho-colorado* 1, *Capparis salicifolia* 1, *Opuntia retrorsa* +, *Harrisia bonplandii* 1, *Cleistocactus baummanii* 1, *Monvillea cavendishii* +, *Acacia praecox* 1, *Quiabentia pflanzii* 1, *Maytenus spinosus* 1, *Prosopis sericantha* +, *Ximenia americana* +, *Cercidium praecox* 2, *Achatocarpus praecox* 1, *Jatropha grossidentata* +, *Sphaeralcea bonariensis* 1, *Grabowskia obtusa* 1, *Schinus fasciculatus* 1]

Bosques xerofíticos climácicos del Chaco seco (450-750 mm) propios de los llanos del sur de Bolivia y noroeste del Paraguay.

- Schinopsion balansae all. nova

[*Typus:* Diplokelebo floribundae-Schinopsietum balansae ass. nova; *typus* ass.(Paraguay, Km 247 Ruta Transchaco, 150 m, 300 m^2, basado en 14 inventarios): *Schinopsis balansae* 3, *Aspidosperma quebracho-blanco* 1, *Diplokeleba floribunda* 3, *Aechmea distychantha* 3, *Acacia praecox* 1, *Trithrinax biflabellata* 1, *Capparis retusa* 2, *Monvillea cavendishii* 2, *Harrisia bonplandii* 1, *Opuntia retrorsa* +, *Bromelia serra* +, *Ruprechtia triflora* 1, *Chorisia insignis* 2, *Anthurium paraguayense* 1, *Tabebuia ipe* 2, *Tabebuia nodosa* 1, *Capparis tweddiana* 2, *Zizyphus mistol* 1, *Astronium urundeuva* 3, *Arrabidea corallina* 2, *Phyllosthyllon rhamnoides* 1, *Randia armata* 2, *Celtis iguanea* 1, *Paullinia pinnata* +, *Prosopis nigra* +, *Sebastiania brasiliensis* +, *Harrisia martinii* +, *Cereus forbesii* +, *Schinus fasciculatus* 1, *Tournefortia rubicunda* 1, *Castela coccinea* +, *Pisonia zapallo var. guaranitica* 2, *Patagonula americana* 1, *Monvillea spegazzini* +, *Prockia crucis* 1, *Turnera sp.* 1, *Jatropha rivifolia* +]

Bosques climácicos subhúmedos del Chaco (750-1250 mm) que se distribuyen por la llanura oriental chaqueña paraguaya-norargentina y limites occidentales preandinos surbolivianos y norargentinos.

II. COPERNICIETEA ALBAE cl. nova

[*Typus:* Prosopido nigrae-Copernicietalia albae ordo novo]

Palmerales de "caranda'y" *(Copernicia alba)* que se desarrollan en amplias llanadas o depresiones encharcables parte del año, con suelos generalmente algo salobres, de textura

pesada y gleizados. En los enclaves con encharcamiento moderado, donde la palma presenta mayor densidad, es frecuente un estrato arbustivo más o menos denso, constituido fundamentalmente por especies de *Prosopis*. Los palmares que han sido alterados por el hombre (fuego, siembra, ganadería) muestran una gran riqueza de pastizales como etapa subserial. El complejo de los palmares hidrófilos chaqueños está extendido por gran parte del Chaco oriental paraguayonorargentino, alcanzando también el borde norte del Chaco boliviano.

Características: *Acacia caven, Cephalanthus glabratus, Copernicia alba, Parkinsonia aculeata, Prosopis affinis, P. nigra, P. ruscifolia, P. vinalillo, Sesbania virgata, Solanum glaucophyllum.*

+ Prosopido nigrae-Copemicietalia albae ordo novo
[*Typus:* Prosopido vinalillonis-Copernicion albae all. noval]
Único orden.

- Prosopido vinalillonis-Copernicion albae all. nova
[*Typus:* Prosopido vinalillonis-Copernicietum albae ass. nova; *typus* ass. (Paraguay, Estancia Buenavista, 130 m, *500* m^2, basado en 13 inventarios): *Copernicia alba* 3, *Prosopis vinalillo* 3, *Acacia caven* 1, *Solanum glaucophyllum* 2, *Prosopis affinis* +, *Sesbania virgata* 1, *Randia armata* 2, *Passiflora coerulea* 2, *Rhynchospora corymbosa* 1, *Heimia salicifolia* 1]
Única alianza.

Literatura citada

Fuentes, A. & G. Navarro. 2000. Estudio fitosociológico de la vegetación de una zona de contacto Chaco-Cerrado en Santa Cruz (Bolivia). Lazaroa 21: 73-109.

Galán de Mera, A. 1995. Ensayo sintaxonónico sobre las comunidades vegetales acuáticas del Perú. Arnaldoa 3(1): 51-58.

Galán de Mera, A. 1999. Las clases fitosociológicas de la vegetación del Perú. Bol. Lima 117: 84-98.

Galán de Mera, A. 2000. Los estudios de vegetación en el Perú. De la Fisionomía a la Fitosociología. Arnaldoa 7(1-2): 39-48.

Arnaldoa
8(2): 85 - 96. 2001

Nuevas zonas de distribución geográfica de *Triatoma carrioni* (Hemiptera:Reduviidae) en Ayabaca, Piura, Perú

EDGARD MARIN SANCHEZ
Universidad Privada Antenor Orrego,
Trujillo, Perú
Email: edmarin@docente.upao.edu

ARTURO ALVARADO ALDANA
ANA MARIA PALACIOS F.
Sub Región de Salud "Luciano Castillo C.",
Sullana, Piura, Perú.

ROSA SANTILLAN VALDIVIA
Dirección Ejecutiva de Salud Ambiental,
Sullana, Piura, Perú.

CESAR CUBA CUBA
Universidad de Brasilia, Brasil.

Resumen

Es importante el conocimiento de la distribución geográfica de los Triatominae (Hemiptera:Reduviidae), insectos hematófagos vectores de la Enfermedad de Chagas, con la finalidad de desarrollar estrategias de éxito para su control.

Como resultado de un muestreo preliminar realizado en algunas localidades de Ayabaca, Piura, Perú, se reporta por primera vez la presencia de *Triatoma carrioni* (Hemiptera:Reduviidae) en los caseríos de Asiayaco, Giclas, Huachuma, Huamarata, Mangas, Progreso y Socchabamba.

Según nuestros hallazgos, es probable que este insecto vector se encuentre en proceso de domiciliación o de adaptación a la vivienda humana.

Abstract

It is important to known the geographical distribution of the Chagas disease vector insects with the aim of developing and/or adopting success control strategies. From a

preliminary survey carried out in some localities of Ayabaca district, department of Piura, Peru, it is reported, in this paper, for first time, the presence of *Triatoma carrioni* (Hemiptera:Reduviidae) in Asiayaco, Giclas, Huachuma, Huamarata, Mangas, Progreso and Socchabamba country villages, where *T. carrioni* probably could be under a process of adaptation to human houses.

Introducción

Los triatominos, comunmente conocidos como "vinchucas", "chipos", “chirimachas", "barbeiros", etc; son insectos hematófagos que pertenecen al orden Hemiptera, familia Reduviidae y subfamilla Triatominae (Lent y Widgodzinsky, 1979). Estos insectos tienen gran importancia por ser los vectores del *Trypanosoma cruzi*, agente etiológico de la enfermedad de Chagas en los seres humanos y otros mamíferos (Atias, 1992).

Los triatominos se encuentran distribuidos en todo el continente americano, extendiéndose desde los Estados Unidos hasta el sur de Chile, muchos de los cuales son importantes en el ciclo humano de *T. cruzi* (Tonn 1985; Beltrán y Carcavallo 1985). En el Perú se conocen 19 especies cuya distribución abarca a casi todos sus departamentos (Lumbreras, 1972).

Los primeros hallazgos de triatominos en el departamento de Piura, datan de 1929, cuando se colecta por primera vez a *Panstrongylus chinai* en la localidad de Los Organos, Talara (del Ponte, 1930); y, de 1952 cuando se encuentra la misma especie en la localidad de San Felipe en el Valle de Huancabamba (Herrer, 1955). En 1961, en el distrito de Suyo se detectó *Rhodnius ecuadoriensis* (Llanos,1961) y luego se va reportando la presencia otros triatominos tales como *Triatoma infestans, Rhodnius prolixus, R. ecuadoriensis, R. robustus; Panstrongylus herreri* y *P. chinai* (Cornejo, 1976). Finalmente se hace una actualización sobre la distribución geográfica de los triatominos en la Región Grau (Calderón, 1995) y de la distribución de la enfermedad de Chagas en el norte del Perú (Escalante et al, 1997).

El éxito de las campanas de control de la enfermedad de Chagas depende de una amplia cobertura geográfica en el reconocimiento de los insectos vectores, para identificar los focos domésticos y peridomésticos de infestación (Norleau, 1995); y como en la literatura consultada (Del Ponte, 1930; Herrer, 1955; Llanos, 1961; Cornejo, 1976; Calderón, 1995) no se menciona la presencia de *Triatoma carrioni* en las localidades de Ayabaca que hemos visitado; el presente trabajo tiene como objetivo ampliar el conocimiento sobre la distribución geográfica de *T. carrioni* (Hemiptera:Reduviidae) en el Norte del Perú, reportando su presencia en algunas localidades del distrito de Ayabaca, Piura donde probablemente se esté produciendo la domiciliación del insecto.

Material y métodos

Descripción del área en estudio:

Las localidades visitadas pertenecen al área rural del distrito de Ayabaca, provincia de Ayabaca, departamento de Piura, Perú, el cual se encuentra ubicado a 2715 m s n m y aproximadamente entre 79°30' de Longitud Oeste y 4°30' de Latitud Sur (Mapa l).

Se trata de una zona con climas muy variados determinados por sus quebradas profundas con climas cálidos; regiones medias y elevadas con clima frío y húmedo con abundante vegetación en las vertientes de los ríos y períodos lluviosos. La actividad principal es la agrícola, siendo los productos más cultivados: trigo, maíz, frejol, arveja, caña de azúcar, chirimoyas, naranjas, etc. La ganadería no es tan predominante, limitada a la crianza de vacunos, caprinos, porcinos, equinos y aves de corral.

El material empleado en la construcción de las viviendas es el adobe a base de barro con techos de teja y las paredes no muestran material de enlucido o se encuentran parcialmente enlucidas (Foto l). La distribución en el interior de las casas generalmente consta de cocina, sala y muchas veces dormitorio único observándose grietas así como también objetos, vestimenta, calendarios, colgados en las paredes, con ventanas pequeñas que hacen que estas viviendas tengan poca iluminación y ventilación natural. La mayoría de las viviendas cuenta con corrales para crianza de animales domésticos y gallineros. Algunas de las viviendas son más rústicas y se encuentran construidas de carrizo y barro, con techo de paja o de calamina.

Colecta de Triatominos:

Durante el año 2001, con la finalidad de realizar un muestreo preliminar, se visitaron algunas localidades del distrito de Ayabaca, donde el Programa de Vigilancia Entomológica de la Dirección Ejecutiva de Salud Ambiental (DESA) y del Centro de Investigación y Capacitación en Entomología (CICE) de la Sub Región de Salud "Luciano Castillo Colonna" de Sullana, Piura, habían notificado la presencia de triatominos.

La búsqueda de los insectos se efectuó de forma manual en cada una de las viviendas visitadas, en ambientes exteriores (Foto2), en ambientes interiores (Foto 3) e incluso en los utensilios de cama (Foto 4), durante un tiempo mínimo de treinta minutos y fueron guardados en frascos de plástico debidamente acondicionados y etiquetados para su conservación y transporte.

Los insectos capturados (Fotos 5 y 6) fueron sometidos a identificación y se encuentran formando parte de la Colección Entomológica del Laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo, Perú.

Foto 1: Vivienda típica de los pobladores de la zona rural de Ayabaca.

Foto 2: Colecta de *Triatoma carrioni* (Hemiptera: Reduviidae) en ambientes exteriores de las viviendas.

Foto 3: Busqueda de *I. carrioni* en el interior de las viviendas, debajo de la cama.

Foto 4: Captura de *T. carrioni* en la ropa de cama.

Resultados

El trabajo de campo realizado nos permite elaborar el cuadro 1 donde se presenta la relación de las localidades del distrito de Ayabaca, Piura, Perú, donde por primera vez se reporta la presencia *Triatoma carrioni* (Hemiptera: Reduvvidae). En base a ello se ha confeccionado el Mapa 2 en el cual se indica la ubicación geográfica de dichas localidades. Las fotografías 5 y 6 corresponden a insectos adultos capturados en la zona de estudio.

Cuadro 1. Nuevas localidades del distrito de Ayabaca, Piura, Perú con presencia de *Triatoma carrioni*

Localidad						
1	2	3	4	5	6	7
Asiayaco	Giclas	Huachuma	Huamarata	Mangas	Progreso	Socchabamba

Discusión

El control de la Enfermedad de Chagas mediante la eliminación del insecto vector, recibe actualmente una elevada prioridad por los gobiernos de los países más afectados y por organismos internacionales como la Organización Mundial de la Salud (OMS) y la Organización Panamericana de la Salud (OPS) (Guhl, 1999).

El desarrollo de estrategias adecuadas de control vectorial dependen de la disponibilidad de datos fiables sobre la distribución geográfica, características ecológicas y tendencias de comportamiento de las especies de triatominos de cada región (Cuba et. al., 2001).

En vista de que el presente trabajo es fruto de un monitoreo preliminar, motivados por el interés en la información de la DESA y del CICE, para constatar "in situ" la presencia de "triatominos", en el Cuadro 1 se presenta la relación de localidades pertenecientes al distrito de Ayabaca, donde se logró colectar ejemplares de *T. carrioni* (Fotos 5 y 6). De acuerdo a ello se ella se han elaborado mapas (Mapa 1y 2) indicando la probable ubicación geográfica de los lugares visitados, pues en ese momento carecíamos del instrumental a adecuado que nos permitiera precisarla. En dichas localidades no se ha reportado anteriormente la presencia de *T. carrioni* de acuerdo a la bibliografía consultada (del Ponte, 1930; Herrer, 1955; Llanos, 1961; Cornejo, 1976; Calderón, 1995).

En nuestro país con la finalidad de desarrollar y/o adoptar estrategias de control que se adecuen a las condiciones entomológicas locales; es necesario la investigación con instrumentos que permitan precisar la ubicación geográfica exacta de las localidades estudiadas mediante la utilización de un GPS (Global Position System) y otros instrumentos que den a conocer las condiciones climatológicas. Pues el impacto de las variables microclimáticas tales como temperatura, iluminación y humedad inciden sobre la biología del vector, afectando la oviposición, y la tasa de eclosión de huevos (TDR, 1999).

En la bioecología de los triatominos hematófagos se establecen tres grupos: Los intradomiciliarios que habitan escondidos en grietas de las paredes y de los pisos, en rajaduras de muebles, techos, bordes de camas y otros orificios dentro de las viviendas construidas de material rústico; los peridomiciliarios que habitan en gallineros, conejeras, cúmulos de piedras y adobes cerca de las viviendas y los extradomiciliarios o silvestres que habitan en nidos y madrigueras de animales salvajes (Canale y Carcavallo, 1985; Carrasco, 1970)

La información de que ni en Piura ni en Tumbes se ha encontrado domiciliación o infestación domiciliaria de triatominos (Calderón, 1995), contrasta notablemente con nuestros hallazgos, pues en las viviendas visitadas se logró encontrar huevos, ninfas, adultos y ecdisis de *T. carrioni;* lo que nos hace sugerir un cambio en el comportamiento de este vector y un probable proceso de domiciliación o de adaptación a la vivienda humana.

Conclusión

Las nuevas localidades del distrito de Ayabaca, Piura, Perú, con presencia de *Triatoma carrioni* (Hemiptera:Reduviidae) son: Asiayaco, Giclas, Huachuma, Huamarata, Mangas, Progreso y Socchabamba.

Literatura citada

Atias, A. & Neghme, A. 1992. Parasitología Clínica, 3ª ed. Publicaciones Técnicas Mediterráneo, Santiago, Chile.

Beltrán, F., y R.U. Carcavallo, 1985. Factores bioecológicos y ecológicos de la enfermedad de Chagas. Edit. OPS. Tomo 1, Buenos Aires, Argentina.

Calderón F. G. 1995. Chinches triatominos (Hemiptera: Reduviidae) de la Región Grau. Rev. Per. Ent. 38:19-22.

Canale, D.M. y R.U. Carcavallo. 1985. Factores biológicos y ecológicos de la Enfermedad de Chagas. Edit. OPS, Buenos Aires, Argentina.

Carrasco, F. 1970. Contribución al estudio de *Triatoma infestans* (Reduviidae: Heteroptera) en el Perú. Rev. Per. Ent. 13(1):9-14.

Cornejo, J. 1976. Trypanosomiasis en el Perú . Infección por *Trypanosoma rangeli* Tejera 1920 y *Trypanosoma cruzi.* Primer caso humano. Infección natural de *P. chinai* por *T. cruzi* en Piura. -Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Cuba *C., C.;* Abad-Franch, F., Roldán, R.J., Vargas V., F., Pollack, V. L, and Michael Miles. 2001. The triatomines of Northem Peru, with emphasis on the Ecology and (Hemiptera:Reduviídae:Triatominae). In Press.

Del Ponte, E. 1930. Catálogo descriptivo de los géneros *Triatoma* Lap, *Rhodnius* Stal, *Eratyrus* Stal. Rev. Inst. Bactriol. Depto Nac. Hig. Buenos Aires, 5:855-937

Escalante, H, López-Rosas, E., Jara, C y P. Torres-Luna. 1997. Distribución de la Enfermedad de Chagas en la zona Norte del Perú. REBIOL 17(1 y 2):115-127. Trujillo, Perú.

Guhl, F. 1999. Programas en la eliminación de la transmisión de la Enfermedad de Chagas en los países andinos. In CJ. Schofield, C. Ponce (eds), Proceedings of the Second International Workshop on populations Genetie and Control of Triatominae, Tegucigalpa, Honduras, March, 1998. INDRE. México.

Herrer, A. 1955. Trypanosomiasis americana en el Perú V. Triatominos del Valle interandino del Marañón. Rev. Med. Exp. 9:83 -9 1.

Lent, H y P. Wigodzynsky, 1979. Revisión of Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) and their significances as vectors of Chagas disease. Bull. Am. Mus, Nat. Hist. 163(3):139-162.

Lumbreras, M. 1972. El problema de la enfermedad de Chagas en los diferentes departamentos del Perú. Tesis Doctoral. Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima, Perú.

Llanos, B. 1961. Hallazgos en el Perú de *Rhodnius ecuadoriensis* Lent & León 1958, naturalmente infectado por *Trypanosoma cruzi.* Arch. Per. Patol. Clin. 15(3-4)133-140.

Noireau, F., Bosseno, MF., Carrasco, R., Telleria, J. Vargas, F. Camacho, C. Yaksic, N., Breniere, SF. 1995. Sylvatie Triatominae (Hemiptera:Reduviidae) in Bolivia: Trend to domesticity observed in *Panstrongylus rufotuberculatus* Champion 1899 (Hemiptera:Reduviidae) in Bolivia. Res. Rev. Parasitol. 54:263-264.

Tonn, R.J. 1985. Factores biológicos y ecológicos en la enfermedad de Chagas. Edit. OPS. Tomo I, Buenos Aires, Argentina.

Tropical Disease Research, (TDR). 1999. TDR Progress 1997-98: Fourteenth Programme Report. UNDP/World Bank/WHO Special Programme for Research & Training in Tropical Diseases, Geneva, Switzarland.

Lumbreras, M. 1972. El problema de la enfermedad de Chagas en los diferentes departamentos del Perú. Tesis Doctoral. Universidad Peruana Cayetano Heredia, Lima, Perú.

Llanos, B. 1961. Hallazgos en el Perú de *Rhodnius ecuadoriensis* Lent & León 1958, naturalmente infectado por *Trypanosoma cruzi*. Arch. Per. Patol. Clin. 15(3-4)133-140.

Noireau, F., Bosseno, MF., Carrasco, R., Telleria, J. Vargas, F. Camacho, C. Yaksic, N., Breniere, SF. 1995. Sylvatie Triatominae (Hemiptera:Reduviidae) in Bolivia: Trend to domesticity observed in *Panstrongylus rufotuberculatus* Champion 1899 (Hemiptera:Reduviidae) in Bolivia. Res. Rev. Parasitol. 54:263-264.

Tonn, R.J. 1985. Factores biológicos y ecológicos en la enfermedad de Chagas. Edit. OPS. Tomo I, Buenos Aires, Argentina.

Tropical Disease Research, (TDR). 1999. TDR Progress 1997-98: Fourteenth Programme Report. UNDP/World Bank/WHO Special Programme for Research & Training in Tropical Diseases, Geneva, Switzerland.

Agradecimientos

A los Biólogos: Lorena Banda de la Cruz (Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima) y Segundo Leiva González (Universidad Privada Antenor Orrego, Trujillo).

A los Médicos Cirujanos, ex Jefes del Centro de Salud de Referencia de Ayabaca: Liliana López Figueroa, Luis Albán y Rodrigo Vegas.

A los Promotores y Técnicos del Ministerio de Salud: José Troncos Rivera, Joel Troncos Pozo, José Paucar, Marco Morocho y Carmen Córdova.

Mapa 1. Ayabaca en Piura, Perú.

Mapa 2. Nuevas zonas de distribución geográfica ***Triatoma carrioni*** en Ayabaca, Piura, Perú.

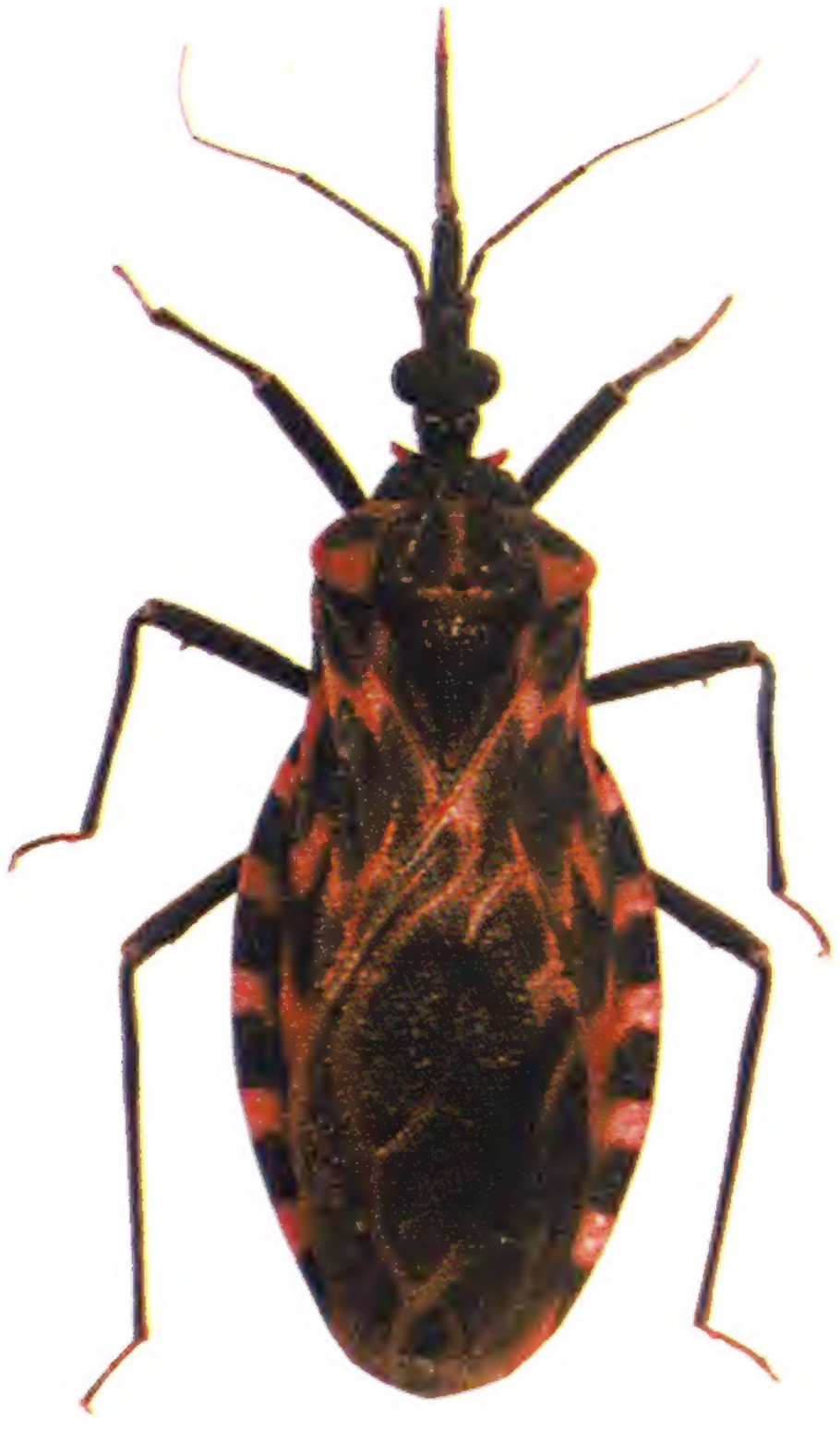


Foto 5: Ejemplar adulto de ***Triatoma carrioni*** colectado en Ayabaca, Piura, Perú.

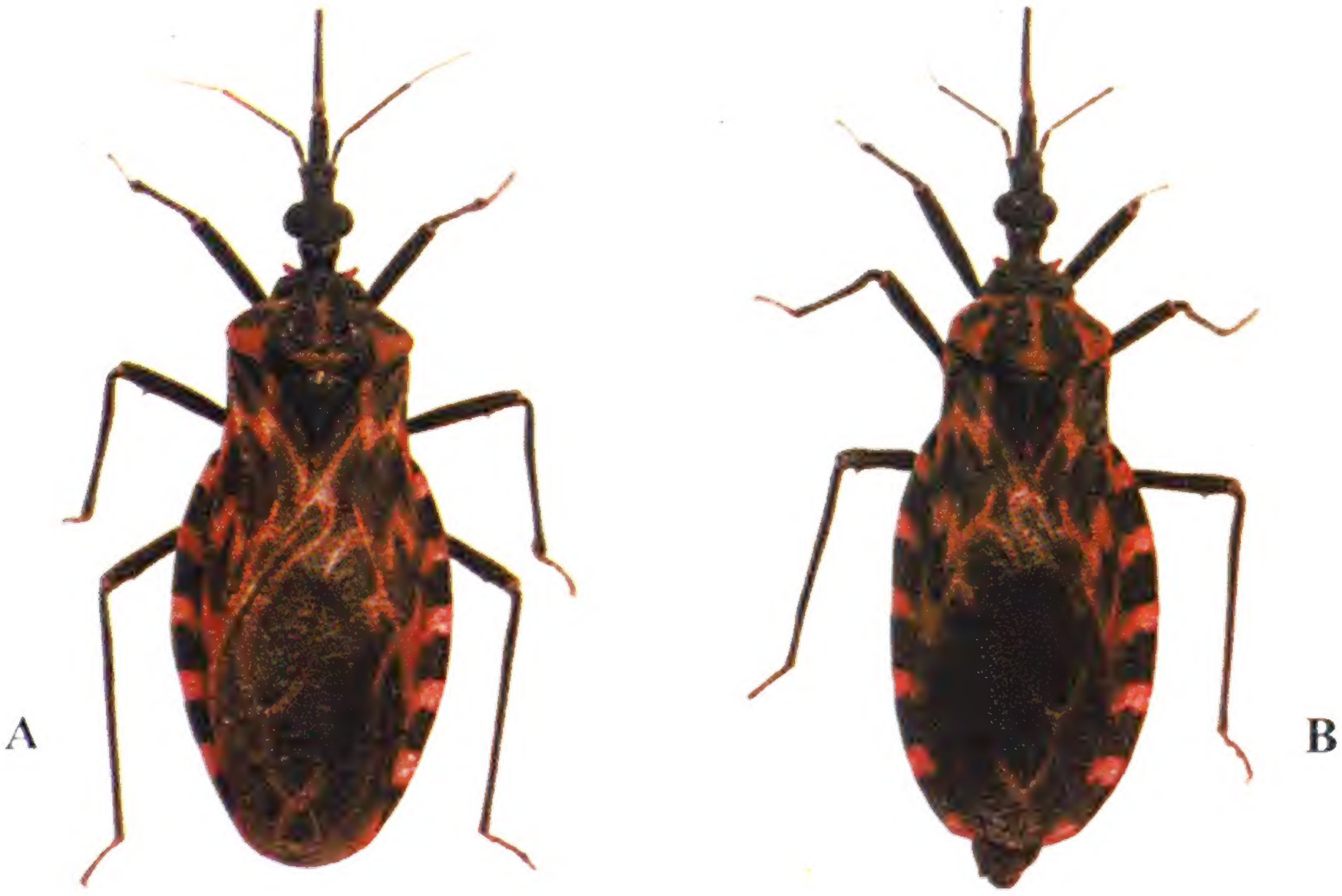


Foto 6: Adultos de ***Triatoma carrioni***. **A**. Macho y **B**. Hembra

Arnaldoa 8(2) se terminó de imprimir
el día 15 de Agosto del 2002 en los talleres de

VIP
Editorial e Imprenta
& Publicidad

Jr. San Martín N° 696 - Telf.: 044-200051
Trujillo - Perú

NORMAS EDITORIALES

Para publicar en la Revista Arnaldoa debemos de dejar en claro que la responsabilidad de las ideas emitidas corresponden a sus autores. Sólo se someterán a consideración del Comité Editor trabajos inéditos.

ARNALDOA es una revista del Museo de Historia Natural de la Universidad Privada Antenor Orrego, que publica artículos científicos originales sobre Botánica, Zoología, Ecología, Arqueología, Antropología y temas afines, producto de las investigaciones de la región neotropical con énfasis en el Perú.

El artículo deberá presentarse en original y copie en papel tamaño A-4, con letra Times New Roman 12 puntos, a espacio sencillo, con margen 2.5 cm en los cuatro lados, en páginas numeradas consecutivamente. El máximo se podrá extender hasta 20 páginas, incluyendo tablas y figuras; las excepciones quedarán a criterio del Comité Editor.

Deberá acompañar a los manuscritos una copia en procesador de textos Word para Windows en un disquete de 3.5".

Se sugiere que la estructura del artículo científico sea la siguiente:

a.- Título: escrito en altas y bajas, en negrita.

b.- Autor (es): indicando nombres y apellidos en mayúsculas, debe incluir dirección y e-mail, todo ubicado a la derecha de la hoja.

c.- Resumen y Abstract: no debe exceder de 200 palabras, tratando de compactar la información a un sólo párrafo.

d.- Texto: debe ser inobjetable con respecto a presentación y contenido. Los nombres de los autores citados deben ir en minúscula, los nombres científicos en itálica y negrita.

e.- Agradecimiento: Opcional.

f.- Literatura citada:

- Apellidos e iniciales de los nombres de todos los autores.
- Año de publicación.
- Título completo, edición, editorial, número de páginas (sí es libro), volumen seguido de número entre paréntesis y dos puntos, número de primera y última páginas y el año de publicación: Arnaldoa 6(1): 7-18. 1999 (sí es revista).

Las láminas deben ser originales, nítidas en tamaño A-4, los signos deben estar listos para su reproducción.

Las fotografías nítidas en papel de alta calidad brillante para su reproducción, y no deben exceder en número de 6.

- en caso de enviar fotos escaneadas, éstas deben ser digitalizadas a todo color (36 bits) con resolución de 300 dpi y serán guardadas en formato gráfico TIFF, JPG, para PC.

Todas las ilustraciones deben estar consecutivamente numeradas y con leyendas explicativas y sucintas.

Cada autor recibirá gratuitamente 50 separatas del artículo; en caso de autor y coautor cada uno recibirá 25 separatas.

Arnaldoa

8(2)

BOTANICA

7 Microalgas de humedales termales de los Andes Centrales, ***Mastigocladus laminosus*** Cohn primer registro para el Perú. I.

H. MONTOYA & S. BALDEON

25 Tribal classification and diversity in the Asteraceae of Peru.

M. O. DILLON & A. SAGASTEGUI

45 Nuevos registros para la flora de San Martín, Perú

I. SANCHEZ, G. IBERICO, M. ZAPATA, Ma. L. KAWASAKI & M. O. DILLON

53 Primer Registro de ***Aphanelytrum*** (Poaceae: Pooideae) para el Perú

Ma. I. LA TORRE, Z. RUGOLO & A. CANO

57 Nuevo nombre para una especie de ***Chrysophyllum*** (Sapotaeae) del norte de Perú

M. O. DILLON & A. SAGASTEGUI

59 ***Solanum tuberosum*** L. subsp. ***yanacochense*** Ochoa subsp. *nov.*

CARLOS M. OCHOA

63 Nuevas adiciones a la flora del Perú, II

H. BELTRAN & A. GALAN DE MERA

67 Estimación del área foliar en seis morfotipos de achira comestible (***Canna edulis*** Ker-Gawler), por método no destructivo

J. SEMINARIO, M. URTEAGA & S. MEDINA

81 Nota sintaxonómica sobre la vegetación del Chaco Boreal

A. GALAN DE MERA

PARASITOLOGIA / ENTOMOLOGIA

85 Nuevas zonas de distribución geográfica de ***Triatoma carrioni*** (Hemiptera: Reduviidae) en Ayabaca, Piura, Perú

E. MARIN, A. ALVARADO, R. SANTILLAN, A. PALACIOS & C. CUBA